Band 43 / Heft 4 *Januar 1959*

COMMONWEALTH INST.
ENTOMOLOGY LIBRARY
16 FEB 1959
SERIAL Eu.270
SEPARATE

ZEITSCHRIFT FÜR ANGEWANDTE ENTOMOLOGIE

ZUGLEICH ORGAN DER DEUTSCHEN GESELLSCHAFT FÜR ANGEWANDTE ENTOMOLOGIE

BEGRÜNDET VON K. ESCHERICH

HERAUSGEGEBEN VON

W. ZWÖLFER

Dr. rer. nat., o. ö. Professor für angewandte Zoologie
an der Universität München

Mit 67 Abbildungen

VERLAG PAUL PAREY · HAMBURG UND BERLIN
POSTVERLAGSORT HAMBURG

Inhalt

ORIGINALAUFSÄTZE

Das Verhalten des Speisebohnenkäfers *Acanthoscelides obtectus* Say *(Coleoptera: Bruchidae)* im Freien in Norddeutschland. Von G. ZACHARIAE .. 345

Zur Verbreitung der Skorpione in der Türkei. Von M. A. TOLUNAY 366

Populationsanalyse bei Schadinsekten. Von E. JANISCH 371

Zur Kenntnis von *Isophya amplipennis* Br. v. W., *I. pavelii* Br. v. W. und *I. tenuicerca* Rme. *(Orth. Tettigoniidae)*, drei in Eichenniederwäldern Südosteuropas auftretenden Schädlingen. Von E. CAN 387

Lestodiplosis-Larven (Dipt., Itonid.) in Borkenkäferfraßgängen. Von H. E. WICHMANN 412

Über einen Rindenlausbefall (*Stomaphis quercus* (L.)) an Birke. Von K. HEINZE 415

Ist die sommerliche Entwicklungsruhe der mitteleuropäischen Tannenläuse durch Räuberfraß vorgetäuscht? Von E. MERKER 418

Zur Beeinflussung der Insektenfauna des Waldes durch chemische Großschädlingsbekämpfungen. Von G. ZOEBELEIN 432

Die Mehlmilbe (*Acarus siro* L.) und ihre Entwicklungsstadien. Von W. KNÜLLE 439

VERSCHIEDENES

Autoren- und Sachregister zu Band 43 445

Schriftleitung: Alle Einsendungen sind mit dem ausdrücklichen Vermerk „Für Zeitschrift für angewandte Entomologie" ausschließlich an Prof. Dr. W. Zwölfer, München 13, Amalienstr. 52, Gartengeb., zu richten.

Manuskripte: Die Zeitschrift veröffentlicht Originalabhandlungen, kleine Mitteilungen und Buchbesprechungen. Die Beiträge sind so kurz und präzise wie möglich zu halten. Tabellen und Abbildungen wird gebeten, auf das Notwendigste zu beschränken. Jeder Abhandlung ist am Schluß eine kurze Zusammenfassung der wichtigsten Ergebnisse in deutscher und, wenn möglich, englischer Sprache anzufügen. Die Titel zitierter Zeitschriften sind nach den internationalen Regeln zu kürzen. Für Manuskripte, die einen Umfang von 50 Seiten übersteigen, bittet der Herausgeber, vor Absendung mit ihm Fühlung aufzunehmen.
Es wird gebeten, die Manuskripte möglichst mit Schreibmaschine und nur einseitig zu schreiben und Sperrungen möglichst zu vermeiden. Photographische Abbildungsvorlagen müssen so beschaffen sein, daß sie eine kontrastreiche Wiedergabe ermöglichen. Alle dem Manuskript beiliegenden Unterlagen wie Photographien, Zeichnungen, Tabellen sollen auf der Rückseite mit dem Namen des Verfassers und dem Titel des Beitrages versehen sein. Bei Abbildungen, die bereits erfolgten Veröffentlichungen entnommen werden sollen, ist eine genaue Quellenangabe erforderlich.
Mit der Übergabe des Manuskriptes überträgt der Verfasser dem Verlag Paul Parey das Recht, die Herstellung von photomechanischen Vervielfältigungen in gewerblichen Unternehmen zum innerbetrieblichen Gebrauch nach Maßgabe des zwischen dem Börsenverein des Deutschen Buchhandels und dem Bundesverband der Deutschen Industrie abgeschlossenen Rahmenabkommens vom 14. 6. 1958 zu genehmigen.

Honorierung: Das Mitarbeiterhonorar beträgt DM 40,– je Druckbogen von 16 Seiten. Mehr als drei Druckbogen je Beitrag werden nicht honoriert. Der von Abbildungen und Tabellen eingenommene Raum sowie Doktor-Dissertationen und Buchbesprechungen sind honorarfrei.

Sonderdrucke: Die Verfasser von Originalarbeiten erhalten von ihrem Beitrag nach Druckbeendigung auf Wunsch unberechnet 20 Sonderdrucke, die Verfasser von Doktor-Arbeiten 50 Sonderdrucke. Mehrbedarf kann gegen Berechnung angefertigt werden, jedoch nur, wenn die Bestellung unmittelbar mit der Rücksendung der Fahnenkorrektur, spätestens der 1. Umbruchkorrektur, bei der Schriftleitung aufgegeben worden ist.

Alle Rechte, auch die der Übersetzung, des Nachdruckes und der photomechanischen Wiedergabe, sind vorbehalten. Gewerblichen Unternehmen wird jedoch die Anfertigung einer photomechanischen Vervielfältigung von Beiträgen oder Beitragsteilen für den innerbetrieblichen Gebrauch durch Photokopie, Mikrokopie und dergleichen nach Maßgabe des zwischen dem Börsenverein des Deutschen Buchhandels und dem Bundesverband der Deutschen Industrie abgeschlossenen Rahmenabkommens vom 14. 6. 1958 gegen Bezahlung der dort vorgesehenen Gebühr bis zu drei Exemplaren gestattet. Die Vervielfältigungen haben einen Vermerk über die Quelle und den Vervielfältiger zu tragen, und die in dem Rahmenabkommen vorgesehene Gebühr ist an die Inkassostelle für Photokopiergebühren beim Börsenverein des Deutschen Buchhandels e. V., Frankfurt/Main, Gr. Hirschgraben 17/19, zu entrichten. Erfolgt die Entrichtung der Gebühren durch Wertmarken der Inkassostelle, so ist für jedes Photokopierblatt eine Marke im Betrag von DM 30,– zu verwenden.

Erscheinungsweise und Bezugspreis: Die Zeitschrift erscheint in zwangloser Folge im Umfang von ungefähr 7 Druckbogen je Heft. Jährlich erscheinen etwa 6 bis 8 Hefte, von denen 4 jeweils einen Band bilden. Das Abonnement verpflichtet zur Abnahme eines ganzen Bandes und verlängert sich jeweils stillschweigend, wenn nicht unmittelbar nach Erhalt des letzten Heftes eines Bandes Abbestellung erfolgt. Die Hefte werden einzeln berechnet. Der Preis beträgt je Druckbogen etwa DM 4,–. Der Preis der Hefte außerhalb des Abonnements ist jeweils um 10 % teurer.
Die Zeitschrift kann bei jeder Buchhandlung oder beim Verlag Paul Parey, Hamburg 1, Spitalerstr. 12, bestellt werden.

© Paul Parey, Hamburg u. Berlin 1959 · Printed in Germany by Westholst. Verlagsdr. Boyens & Co., Heide/Holstein

Z. ang. Ent. Bd. 43 (1959) H. 4, S. 345–460

Abonnementspreis dieses Heftes DM 30,– Einzelpreis DM 33,–

Aus dem Zoologischen Staatsinstitut und Zoologischen Museum Hamburg

Das Verhalten des Speisebohnenkäfers *Acanthoscelides obtectus* SAY *(Coleoptera : Bruchidae)* im Freien in Norddeutschland

Von Gerhard Zachariae[1]

I. Einleitung

Für den Schädlingsbekämpfer unterscheidet sich die Lebensweise des Speisebohnenkäfers in Lagerräumen und auf Speichern nicht wesentlich von der anderer Vorratsschädlinge. Der Bohnenkäfer legt seine Eier an die Bohnensamen ab, die Larven entwickeln und verpuppen sich in diesen, und die ausgeschlüpften Imagines können wieder zur Fortpflanzung schreiten, ohne Wasser oder Nahrung aufgenommen zu haben. Wie viele andere Vorratsschädlinge wird der Bohnenkäfer mit dem Verpackungsmaterial verschleppt, und in Winkeln zurückgebliebene Reste sind die Brutstätten, von wo aus neue Warenposten befallen werden. Für Speisebohnen führende Betriebe hat der Bohnenkäfer die gleiche Bedeutung wie der Kornkäfer für die Getreidewirtschaft, der Brotkäfer für den Lebensmittelhandel und der Zigarettenkäfer für die Tabakindustrie. Auch die Bekämpfungs- und Vorbeugungsmaßnahmen gegen Bohnenkäferschäden im Lager ähneln den bei jenen empfohlenen. Ein für die Praxis wichtiger Unterschied ist lediglich die Tatsache, daß der Bohnenkäfer in wärmeren Ländern auch im Freien auftritt und von dort ständig mit importierter Ware nach Deutschland eingeschleppt wird. Seine Heimat wurde bisher in tropischen oder subtropischen Breiten vermutet, von wo ja viele unserer Vorratsschädlinge stammen.

Dieser Speisebohnenkäfer nun zog nach dem zweiten Weltkrieg die Aufmerksamkeit zahlreicher Entomologen auf sich, weil er plötzlich nicht mehr nur als Vorratsschädling gemeldet wurde, sondern sogar in Norddeutschland auch im Freien die Bohnenhülsen befiel. Es wurde die Annahme ausgesprochen, daß er sich an unser kühles und feuchtes Klima angepaßt hat (Hase 1950, 1952 und 1954 und Zacher 1950a, 1950b und 1955). Eine solche Anpassung und ihre Folgen aber müssen nicht nur in der Angewandten Entomologie Beachtung finden, sondern wären darüber hinaus von allgemeinbiologischem Interesse.

Darum haben sich bereits mehrere Autoren mit dem Freilandauftreten des Käfers in Nord- und Mitteldeutschland (außer den oben genannten noch Biologische Zentralanstalt 1948, Jany 1952, Nolte 1952 und 1955) und im schweizerischen Mittelland (Horber 1950) beschäftigt. Eine befriedigende Deutung konnte dafür aber bisher nicht gefunden werden, weil über die Lebensweise des Speisebohnenkäfers in diesem Zusammenhang noch

[1] Von der Mathematisch-Naturwissenschaftlichen Fakultät der Universität Hamburg zur Erlangung des Grades eines Diplom-Biologen angenommene Arbeit.

nichts bekannt ist. Seine Biologie und Ökologie in wärmeren Ländern und auf dem Speicher sind wohl vielfach untersucht worden; in den Arbeiten von Balachowsky & Mesnil (1936), Larson & Fisher (1938), Canzanelli (1940), Purucker, Theiler & Walther (1951) und besonders ausführlich bei Teixeira Constantino (1956) sind unsere bisherigen Kenntnisse von diesem Insekt zusammengestellt.

Die bekannten Eigenschaften des Käfers stehen aber nicht im Einklang mit den hier gegebenen Umweltbedingungen. So ist der Bohnenkäfer zum Beispiel als Vorratsschädling und in warmen Ländern unmittelbar nach dem Ausschlüpfen fortpflanzungsfähig und lebt gewöhnlich nur 15–20 Tage. Unter diesen Voraussetzungen wäre ein Freilandbefall nur möglich, wenn Käfer zur Reifezeit von befallenen Lagern auf nahegelegene Beete überfliegen. Zahlreiche Schadensfälle können so aber nicht erklärt werden. Weiter legt das Weibchen seine Eier sonst an reife Samen oder in aufgesprungene Hülsen. Dann wäre ein Freilandbefall bei uns gar nicht möglich, weil die Früchte wegen des schlechten Wetters meistens schon halbreif geerntet und an geschützten Orten nachgetrocknet werden müssen. Schließlich soll der Bohnenkäfer ausgesprochen wärmeliebend sein; Herter (1942/43 und 1953) gibt als Vorzugstemperatur 35,41° an, und nach etlichen Autoren (Lipman 1916, Headlee 1917 und 1921, Razzauti 1917, Marcucci 1920, Feytaud 1926, Daviault 1928, Zacher 1930 und 1954, Menusan 1934, 1935 und 1936, Herford 1935, Larson & Fisher 1938, Canzanelli 1940, Biologische Zentralanstalt 1948, Zaazou 1948 a und 1948 b, Horber 1950, Lefèvre 1950, Teixeira Constantino 1956 und andere) liegt das Optimum für die Larvenentwicklung bei 27–31° und 80–90 % Relativer Feuchtigkeit. Man kann sich danach schwer vorstellen, daß dieses Insekt in Norddeutschland im Freien leben kann, ohne sich an die neuen Klimabedingungen angepaßt zu haben.

Ob eine solche Anpassung wirklich vorliegt, soll später geklärt werden. Aufgabe der vorliegenden Arbeit ist es, das Verhalten des Käfers im Freien zu beschreiben und damit die Grundlage für weitere Untersuchungen zu schaffen.

Die Ergebnisse in dieser Arbeit wären nicht gefunden worden ohne die vielen Anregungen und Ratschläge von Herrn Prof. Dr. H. Weidner; ihm möchte ich auch an dieser Stelle meinen aufrichtigen Dank sagen.

II. Material und Methoden

1. Material

Die bei allen Versuchen im Freiland und im Laboratorium verwendeten Käfer stammten aus eigenen Vorratszuchten; diese gehen zurück auf Proben befallener Bohnen von Hamburger Schrebergärtnern. Als Zuchtgefäße dienten niedrige Blechdosen, deren Deckel zur Lüftung durch Einsätze aus Drahtgaze ersetzt worden war. Die Temperatur in den Gefäßen betrug gewöhnlich 22°, die Relative Luftfeuchtigkeit 60–70 %. Diese Aufzuchtbedingungen werden bei den einzelnen Versuchen nicht jedesmal genannt. Sie müssen aber berücksichtigt werden, wenn die hier mitgeteilten Ergebnisse mit denen anderer Autoren verglichen werden; nach den Erfahrungen mit Laboratoriumszuchten wird die Leistungsfähigkeit der Imagines nämlich weitgehend von den Verhältnissen bestimmt, unter welchen die Larvenentwicklung erfolgte.

2. Freilandversuche

Für die Versuche im Freien standen sechs Gärten in verschiedenen Teilen von Hamburg zur Verfügung. Außerdem konnten in zahlreichen Hamburger Schrebergartensiedlungen Beobachtungen gemacht werden. Soweit sich in der Umgebung Bohnenbeete befanden, war die Entfernung dahin stets größer als der bei den Ausbreitungsversuchen gegebene Abstand. Dadurch waren Fehler durch Infektion von anderen Quellen her ausgeschlossen.

Die Temperatur- und Feuchtigkeitsmessungen wurden mit einem Aspirationspsychrometer nach ASSMAN vorgenommen. Alle Temperaturwerte werden in dieser Arbeit nach Celsiusgraden angegeben.

Bei der Anlage der Kulturen wurde stets einwandfreies Saatgut benutzt; zur Infektion wurden außerdem zwischen den Reihen befallene Bohnen in großer Menge vergraben. So konnten die Käfer gründlich beobachtet werden, was den anderen Autoren bisher nicht gelang, weil sie nur die verkäferte Saat auf das Land gebracht hatten.

Die im Herbst geernteten Hülsen wurden in Zellophantüten verpackt und zunächst in einem kühlen Raum nachgetrocknet. Dann wurden sie bei 20–22° aufbewahrt. Wenn die Hülsen befallen waren, zeigten sich die entwickelten Käfer nach 8–9 Wochen. Die Zellophantüten bewährten sich sehr gut; sie können leicht kontrolliert werden und sind vollkommen dicht, so daß nachträglich kein Befall von außen her erfolgen kann.

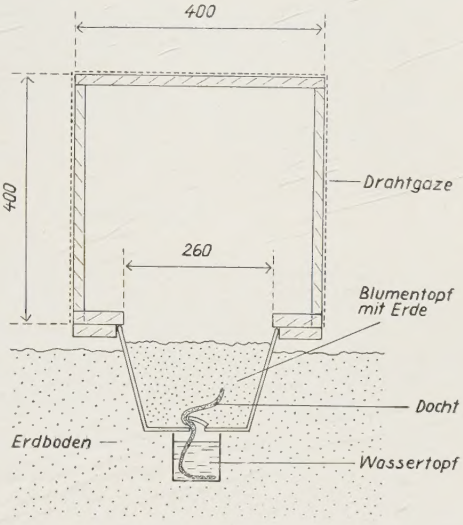

Abb. 1. Käfig für isolierte Freilandversuche

Auf den meisten Beeten wurden die Sorten „Saxa" und „Schreiber's Grandimuna" gepflanzt. Besonders die letztere ist für diese Beobachtungen vorzüglich geeignet, weil sie früh reift und fast vollkommen immun ist gegen die Brennfleckenkrankheit (*Colletotrichum lindemuthianum* Sacc. et. Magn.) und darum ganz saubere, glatte Hülsen liefert, auf denen jede Beschädigung zu erkennen ist.

3. Isolierkäfige

Um die Käfer bei Freilandversuchen von der Umwelt zu isolieren, wurden zwölf Käfige benutzt, deren Bau und Maße aus Abb. 1 zu ersehen sind. Eine mit Erde gefüllte Tonschale wurde fast bis zum Rand vergraben. In ihr wurden Saat- und Infektionsbohnen ausgelegt. Auf dem Rand lag, genau passend, ein Brett mit rundem Ausschnitt, welches ein mit Drahtgaze bespanntes Holzgestell trug. Weil die Wasserversorgung in der Schale schlecht war, wurde darunter noch ein Wassergefäß eingesetzt, aus dem ein Docht durch das Loch im Schalenboden die Erde befeuchtete.

III. Beobachtungen an den Imagines im Freien

Die ersten Meldungen aus der Kriegs- und Nachkriegszeit über das Freilandauftreten des Speisebohnenkäfers in Norddeutschland haben HASE (1950) und NOLTE (1955) zusammengestellt. Bald wurden an verschiedenen Stellen in Nord- und Mitteldeutschland ähnliche Beobachtungen gemacht. Die Berichte aus dem STAATSINSTITUT FÜR ANGEWANDTE BOTANIK, HAMBURG (1954), erwähnen den Käfer seit 1945 in jedem Jahr als Freilandinsekt. Der Verfas-

ser konnte selbst im Raum von Hamburg zahlreiche Fälle von Freilandinfektion nachweisen. Auch in der Umgebung von Lübeck haben die Meldungen über Befall von geernteten Bohnen nach 1945 stark zugenommen; nach den Umständen war eine Freilandinfektion in den meisten Fällen sehr wahrscheinlich[2]. Weiter nördlich scheint der Käfer nicht mehr aufgetreten zu sein[3].

In allen Fällen war an den geernteten Bohnen Befall festgestellt worden, und nach den Umständen mußte angenommen werden, daß er im Freien erfolgt war. Folglich müssen die Imagines im Freiland auftreten. In den Sommern 1954 und 1955 gelang es, sie dort zu beobachten und ihre Lebensweise zu untersuchen.

1. Auskriechen aus befallener Saat

Während Horber (1950) für das schweizerische Mittelland und Zacher (1950a, 1950b, 1954 und 1955) und offenbar auch Hase (1950, 1952 und 1954) für Norddeutschland annehmen, daß der Bohnenkäfer sich im Freien entwickelt, und Nolte (1955) dessen Auftreten durch Überflug von verseuchten Speichern erklärt, weisen alle eigenen Beobachtungen darauf hin, daß der Käfer im Frühjahr mit der Saat auf das Land gebracht wird. Seit 1950 wurden zahlreiche Schrebergärten regelmäßig besucht; dabei zeigte sich, daß die Bohnen nur da immer wieder befallen waren, wo stets selbstgeerntetes, schon verkäfertes Saatgut benutzt wurde. Mit daraufhin angestellten Freilandversuchen konnte das bestätigt werden.

Wenn das Wetter nach dem Auslegen der Bohnen einige Tage lang warm und trocken war, dann kann man im Boden in der Nähe der Samen Bohnenkäfer finden. Sie verlassen ihn offenbar nicht gleich, nachdem sie aus den Bohnen ausgekrochen sind. Noch zehn Tage nach der Aussaat wurden in der Erde zahlreiche Käfer gefunden; sie sahen gesund aus, rührten sich aber nicht. Dies Verhalten stimmt mit den Erfahrungen bei Laboratoriumszuchten überein, wo die Käfer nach dem Auskriechen immer eine Zeitlang untätig sitzen bleiben. Diese Ruhezeit dauert bei 26° noch fast 24 Stunden und wird bei niedrigen Temperaturen noch länger. Auch sind die Imagines um so lebhafter, je trockener die sie umgebende Luft ist. In feuchtem Boden herrscht aber Dampfsättigung. Die Käfer werden sich also erst aus der Erde herauswühlen, wenn diese einmal trocken geworden ist oder wenigstens stärker erwärmt wird. Der Aufenthalt in der feuchten Erde schadet den Käfern nicht, wie Hase (1954) gezeigt hat. Zudem kommt den Käfern die Regel zugute, daß die Speisebohnen nur 2–4 cm tief gelegt werden sollen (Becker-Dillingen 1956).

Das Auskriechen wird dadurch erleichtert, daß die Samenschale in der feuchten Erde weich wird. Dies beweist der folgende Versuch.

Eine große Menge Bohnen wurde gleichzeitig mit frisch gelegten Eiern stark infiziert. Als die Käfer auszuschlüpfen begannen, wurde eine Hälfte der Bohnen in Glasschalen auf ständig feuchtem Fließpapier ausgebreitet, während die andere Hälfte weiterhin trocken gehalten wurde. Die Käfer wurden jeden Tag gezählt und entfernt. Aus den trockenen Bohnen waren

[2] Briefliche Mitteilung von Frau Dr. Steyer, Bezirksstelle für Pflanzenschutz, Lübeck.

[3] Briefliche Mitteilungen von den Herren Dr. Hauptfleisch, Dr. Hornig und Dr. Wellmer, Pflanzenschutzamt und Bezirksstellen in Husum, Kappeln und Kiel.

nach 11 Tagen, aus den feuchten schon nach 8 Tagen alle Käfer geschlüpft. Der mittlere Schlüpftermin war 5,3 bzw. 3,8 Tage nach Beginn der Beobachtung.

Der so erzielte Zeitgewinn ist wichtig, wenn das Wetter noch länger kühl bleibt und die Bohnen verfaulen anstatt zu keimen. Während die Käfer in feuchter Erde kaum gefährdet sind, gehen sie in den faulenden Bohnen meistens zugrunde; die Samen lösen sich zu einem übelriechenden Schleim auf, in welchem die Käfer ersticken.

Es muß betont werden, daß die Feuchtigkeit nur den fertig entwickelten Käfern erleichtert, das Schlüpfloch zu nagen. Eine Reizwirkung übt sie sicher nicht aus, und die Entwicklung selbst wird unter Dampfsättigung erheblich verzögert, wie die Erfahrungen mit Laboratoriumszuchten lehrten.

2. Aufenthaltsorte

Die Bohnenkäfer findet man im Sommer auf der Erde und an allen niedrigen Pflanzen in der Umgebung von Beeten, die mit befallener Saat bestellt wurden. Nichts weist darauf hin, daß sie die Bohnenpflanzen als Aufenthaltsorte bevorzugen, wenngleich sie hier zunächst am leichtesten zu finden sind.

Abb. 2. Das „Körbchen" zwischen den Fiederblättern und Nebenblättchen eines Bohnenblattes als Ruheplatz für die Bohnenkäfer

Bei kühlem Wetter sitzen die Käfer in den Schlupfwinkeln, welche die Pflanzen bieten. Sie zeigen im Freien wie auch bei allen Versuchen im Laboratorium deutlich ein positives thigmotaktisches Verhalten, wenn nicht höhere Temperaturen oder Licht sie zu lebhafterer Bewegung veranlassen. Wo sich Stengel und Blätter berühren, zwängt sich oft ein Käfer in die engste Stelle, und oft sitzen auch mehrere nebeneinander. Ein auf den Bohnenpflanzen sehr

häufig gewähltes Versteck ist das „Körbchen", welches die Nebenblättchen (Stipellen) und die Stiele der Fiederblätter miteinander bilden. Die Käfer haben darin fast stets den Kopf zum Stengel hin gerichtet (Abb. 2).

3. Bewegung

Die Käfer nehmen je nach Temperatur und Erregungszustand verschiedene Haltung an. In der Kälte und bei vollkommener Ruhe haben sie Kopf, Fühler und Beine an den Körper angelegt. Dasselbe tun sie als Reaktion auf Berührungs- und Erschütterungsreize; Kältestarre und Thanatose sind äußerlich gleich. Das erste Anzeichen für Erregung ist das Abspreizen der Antennen, dann nehmen die Beine Schreitstellung ein, und schließlich beginnt der Käfer zu kriechen und bei größerer Wärme auch zu laufen und zu fliegen. Die Abhängigkeit der Verhaltensweisen von der Temperatur geht aus der linken Spalte der Tabelle 1 hervor. Diese Tabelle faßt zahlreiche Beobachtungen zusammen und soll nur andeuten, wie sich die Tiere bei verschiedenen Temperaturen vorwiegend verhalten; auch in der Wärme können einzelne lange Zeit in Ruhe bleiben. Selbstverständlich gehen die Grenzen der Temperaturbereiche in Wirklichkeit stufenlos ineinander über.

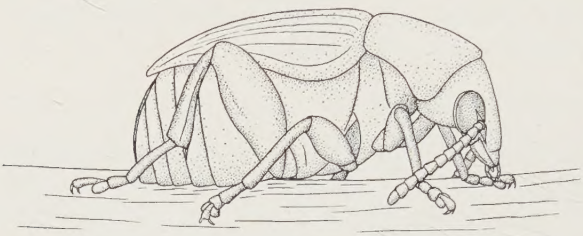

Abb. 3. In Schreitstellung mit zurückgelegten Fühlern verharrender Bohnenkäfer

Beim Laufen wird der Kopf meistens nach unten geneigt. Die Beschaffenheit der Unterlage prüfen die Käfer stets mit den beiden Palpenpaaren, niemals mit den Antennen. Die letzteren werden bei sämtlichen Tätigkeiten, wie Laufen und Fressen, bei der Kopulation und bei der Eiablage, nach oben und vorwärts gerichtet (Abb. 4 D und 6; s. auch Herfs 1942).

Häufig sitzen die Käfer lange Zeit unbeweglich auf Pflanzenstengeln in Schreitstellung und berühren mit den Mundwerkzeugen und den zurückgelegten Fühlern die Unterlage (Abb. 3). Ob dieses Verhalten eine besondere Bedeutung hat, konnte nicht festgestellt werden.

Auch die Reaktion der Käfer auf Beunruhigung ist von der Temperatur abhängig, wie die rechte Spalte der Tabelle 1 zeigt. Bei mittleren Temperaturen nehmen die Käfer sofort die charakteristische Totstellung mit angelegten Fühlern und Beinen an (Abb. 4 A) und fallen infolgedessen auf den Boden. Die Dauer der Thanatose wird wie bei den meisten Insekten nach wiederholter Reizung und mit steigender Temperatur kürzer; oberhalb 22–24° bleibt sie oft ganz aus. Ist ein Käfer auf den Rücken gefallen, so zieht er die Hinterschenkel nach vorn, bis die Hintertarsen auf der Unterlage Widerstand finden. Dann stemmen sich die Hinterbeine gegen diesen. Dabei wird der Körper über Pygidium und Hinterleibsspitze aufgerichtet und wieder in die Bauchlage gebracht. Diesen Vorgang zeigt die Abb. 4 besser als viele Worte. Er dauert bei 20° kaum eine Sekunde.

Die beschriebene Reaktion tritt auch ein, wenn man die Käfer leicht anbläst. Von echten Windstößen lassen sie sich draußen aber nicht stören.

Wenn es sehr warm und trocken ist, fliegen die Käfer oft über 2 m hoch und weiter, als man sie mit den Augen verfolgen kann. Ihre Neigung zum Fliegen ist von Lichtverhältnissen, Temperatur und Luftfeuchte abhängig, wie aus der folgenden Untersuchung hervorgeht.

Tabelle 1

Beweglichkeit der Bohnenkäfer im Freien bei mittlerer Relativer Feuchtigkeit (50—70 %)

°C		
32 31 30 29 28 27 26 25 24 23 22 21 20 19 18 17 16 15 14 13 12 11 10 9 8 7 6 5	Zahlreiche Käfer laufen lebhaft umher und fliegen bei Sonnenschein oft kurze oder weitere Strecken Die Käfer kriechen bei Sonnenschein größtenteils umher; bei bedecktem Himmel sitzen sie mit abgespreizten Fühlern in ihren Verstecken Die Käfer sitzen gewöhnlich mit angelegten Fühlern und Beinen in ihren Verstecken; bei Sonnenschein beginnen sie langsam umherzukriechen Alle Käfer sitzen still mit angelegten Fühlern und Beinen; selten machen sie langsame Bewegungen	Bei Beunruhigung fliegen die Käfer ab Bei Beunruhigung laufen die Käfer fort Bei Beunruhigung lassen die Käfer sich fallen und drehen sich am Boden bald wieder auf die Bauchseite Bei Beunruhigung lassen die Käfer sich fallen, bleiben am Boden aber lange Zeit auf dem Rücken liegen. Das Umdrehen geht langsam und erfolgt mit unvollkommener Koordination der Bewegungen

Das Verhalten der Käfer wurde zu allen Tageszeiten und bei verschiedenen Wetterverhältnissen festgestellt und dabei Lufttemperatur und -feuchtigkeit im Bereich der Bohnenpflanzen gemessen. Außerdem wurden Wind und Sonnenschein und das Verhalten der anderen anwesenden Insekten notiert. In der Abb. 5 ist jede dieser Beobachtungen mit einem Zeichen eingetragen. Die Luftindices sind durch die Koordinaten, die Lichtverhältnisse und das Verhalten der Käfer durch die Form der Zeichen dargestellt. Wie man erkennt, fliegen die Käfer im Sonnenschein um so mehr, je wärmer und trockener die Luft ist. Die Grenzbedingungen liegen in der graphischen Darstellung ungefähr auf einer Linie von 18°/45 % nach 25°/80 %. Die Käfer fliegen aber grundsätzlich nur bei Sonnenschein; wenn der Himmel bedeckt ist oder das Beet im Schatten liegt, kann man nie fliegende Käfer beobachten. Darum liegen die Zeichen für die Fälle, wo die Sonne nicht schien und die Käfer nicht flogen, beiderseits jener Grenze.

Der Einfluß des Sonnenlichts ist gewiß zum Teil auf die Wärmestrahlung zurückzuführen, welche die dunklen Körper der Bohnenkäfer gut absorbie-

ren. Im Kühlraum konnten Käfer bei $+8^0$ in wenigen Minuten zum Fliegen gebracht werden, wenn sie aus 30 cm Entfernung mit einer 150-Watt-Lampe bestrahlt wurden. Das bewirkte sicher die sehr starke Wärmestrahlung der Glühlampe.

Aber auch kurzwelliges Licht scheint eine Reizwirkung auszuüben; darauf deuten verschiedene Beobachtungen im Laboratorium hin. Bei Tageslicht fliegen die Käfer zum Fenster. Sie ziehen diese Richtung auch noch vor, wenn drinnen eine wesentlich hellere Lampe brennt. Ist es draußen dunkel, dann fliegen sie wie viele Insekten zur Lampe; dagegen regt sie keine noch so starke diffuse Raumbeleuchtung zum Fliegen an. In einem Glasgefäß fliegen die Käfer bei ausreichender Wärme aber schon umher, wenn von einer Seite

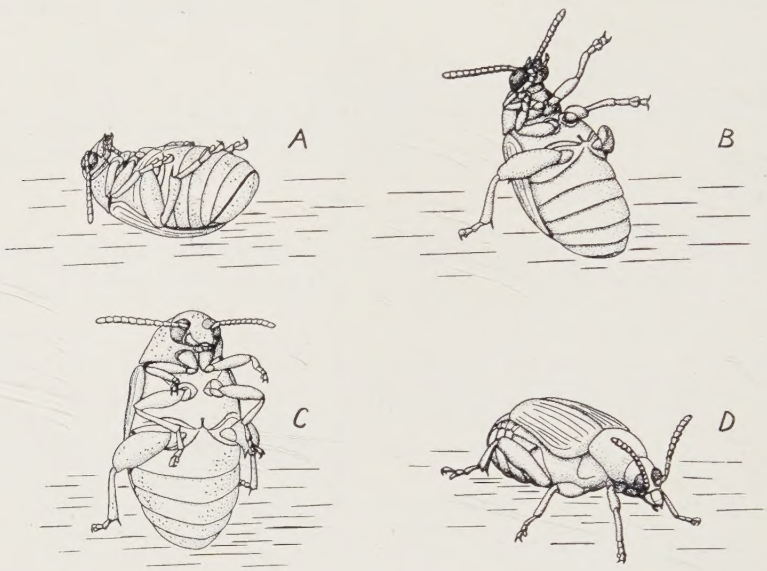

Abb. 4. Thanatose (A) und Umdrehreflex (B—D). Der Käfer hat Fühler und Beine angelegt und ist infolgedessen auf den Rücken gefallen (A). Er stemmt sich mit den nach vorn gezogenen Hinterbeinen hoch (B), richtet sich über Pygidium und Hinterleibsspitze auf (C) und läßt sich nach vorn fallen. Dadurch ist er wieder in die Bauchlage gelangt und läuft weiter (D)

das trübe Licht vom bedeckten Himmel hineinfällt. Es scheint so zu sein, daß der Anreiz zum Fliegen immer dann gegeben ist, wenn die Käfer einseitig von gerichtetem Licht getroffen werden. Das war vielleicht auch bei den Versuchen von Menusan (1935) und Nolte (1955) der Fall, wo die Käfer auch unter diffusem Licht flogen.

Aus allen Beobachtungen geht hervor, daß die Imagines recht hohe Ansprüche an das Klima stellen. Viele einheimische Insekten, wie Canthariden, Curculioniden, zahlreiche Hymenopteren und Dipteren, die sich auf den Bohnenbeeten im gleichen Mikroklima wie die Bohnenkäfer befanden, flogen schon bei Temperaturen von 15–16°, bei Luftfeuchten über 80% und auch, wenn die Sonne verdeckt war. Dann saßen die Bohnenkäfer aber fast ausnahmslos träge in ihren Schlupfwinkeln.

Es muß betont werden, daß im Laboratorium gezogene Käfer sich ganz anders verhalten können. Die Unterschiede zwischen den Angaben einzelner

Autoren sind zweifellos darauf zurückzuführen, daß mit verschieden aufgezogenen Käfern gearbeitet wurde. Hungernde und unter Wassermangel leidende Käfer sind oft lebhafter als normal ernährte und fliegen schon bei Bedingungen, die weit unter der oben angegebenen Grenze liegen.

4. Ausbreitung

Um zu ermitteln, wie weit die Käfer sich aktiv verbreiten, wurden Freilandversuche unter verschiedenen Umweltverhältnissen durchgeführt. Dabei wurde geprüft, wie stark der Befall auf einem Kontrollbeet war, das sich in einem bestimmten Abstand von der Stelle befand, wo befallene Bohnen in großer Menge vergraben worden waren. Folgende Versuche wurden angestellt:

a. Beet 12 m nordwestlich vom Infektionsherd; dazwischen unbepflanzte, nur von Unkraut bewachsene Fläche. Starker Befall.
b. Beet 65 m nördlich vom Infektionsherd; dazwischen unbepflanzte, nur von Unkraut bewachsene Fläche. Mäßiger Befall.
c. Beet 25 m östlich vom Infektionsherd; dazwischen Runkelrübenfeld. Kein Befall.
d. Beet 15 m südöstlich vom Infektionsherd; dazwischen Beete mit anderen Gemüsepflanzen. Starker Befall.
e. Beet 15 m nördlich vom Infektionsherd; dazwischen Obstbäume und Stachelbeerbüsche. Kein Befall.
f. Beet 85 m nordöstlich von einem und 100 m von einem zweiten Infektionsherd; dazwischen Blumenbeete und niedrige Gebüsche. Schwacher Befall.
g. Beet 30 m nordwestlich vom Infektionsherd; dazwischen Obstbäume. Kein Befall.

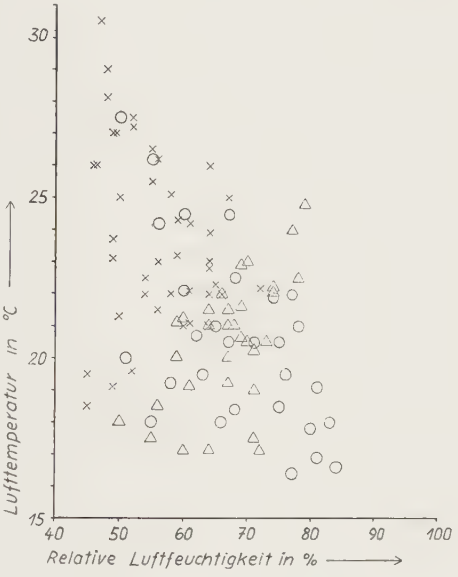

Abb. 5. Einfluß von Sonnenlicht, Lufttemperatur und Luftfeuchtigkeit auf das Verhalten der Käfer
Zeichenerklärung:
○ Schatten oder bedeckter Himmel; Käfer fliegen nicht
△ Sonnenschein; Käfer fliegen nicht
× Sonnenschein; wenigstens einige Käfer fliegen

Die Ausbreitung der Käfer ist also stark von äußeren Umständen abhängig. Entscheidender als die räumlichen Hindernisse ist wahrscheinlich das herrschende Mikroklima, das ihre Beweglichkeit bestimmt. In den Versuchen e und g haben nicht die Obstbäume selbst die Ausbreitung der Käfer gehemmt, sondern die auch im Hochsommer feuchte und kühle Luft in ihrem Schatten. So läßt sich jedoch nicht erklären, warum bei c kein Befall erfolgte. Vielleicht ist es Zufall, daß die Käfer das recht kleine Versuchsbeet nicht gefunden haben, oder sie sind zum großen Teil von Vögeln gefressen worden. Auch wurden hier nicht so große Mengen Infektionsbohnen eingesetzt wie bei den anderen Versuchen, wo die Infektionsbeete gleichzeitig zu anderen Beobachtungen dienten. Im Fall f war das Gelände ziemlich frei; vor allem war hier verhältnismäßig dunkler Sandboden, über

dem die Luft bei Sonnenschein meistens warm und trocken ist. Am günstigsten war der Ort der Versuche a und b, der nach Westen, Norden und Osten von Gebäuden umgeben ist. Der dadurch gegebene Windschutz, die erhebliche Wärmestrahlung der Steinmauern und der trockene, aus Trümmerschutt bestehende Boden schaffen hier Verhältnisse, die für den Bohnenkäfer besonders günstig sind.

Wahrscheinlich überwinden die Käfer in offenem Gelände noch größere Entfernungen, als durch diese Versuche bewiesen wird; auch muß man mit einer passiven Verbreitung durch den Wind rechnen. So können wohl Bohnenfelder und Saatzuchtanlagen in größerer Entfernung von einem mit befallenen Bohnen bestellten Beet gefährdet sein. Hierüber liegen aber noch keine Beobachtungen vor. Köstlin (1956) hat einen Speisebohnenkäfer auf einem Muschelkalkhang bei Markgröningen in Württemberg gefangen; leider wird nicht angegeben, wie weit die nächste Bohnenkultur entfernt lag. Bemerkenswert ist, daß nach Larson & Fisher (1938) selbst in dem wärmeren Kalifornien die Befallsstellen meistens unter 0,40 km und selten über 1,61 km entfernt sind. Darum dürfte Teixeira Constantino (1956) die Fähigkeiten des Käfers überschätzt haben, wenn er meint, jener könne sich nicht weiter als 5–10 km vom Ursprungsort ausbreiten.

In Gartensiedlungen ist die Ausbreitungsmöglichkeit für die Käfer je nach der Bepflanzung verschieden; sie genügt aber wohl immer, damit ein größeres Geländestück von einer Befallsstelle aus verseucht wird. In einem Schrebergartenblock wurden die Besitzer seit 1950 in jedem Winter befragt und ihre Bohnen untersucht; dazu ließen die meisten auf die Bitte des Verfassers hin einige Hülsen ausreifen und stellten eine Probe selbstgeernteter Samen zur Verfügung.

Die Verteilung der Befallsstellen in den verschiedenen Jahren war außer von der Ausbreitungsfähigkeit der Käfer sicher noch von anderen Faktoren abhängig, die nicht im einzelnen untersucht wurden. So spielt zum Beispiel die Verwendung verschiedener Sorten eine Rolle; auch können die in den Gärten stehenden Häuser hindern und ablenkend wirken. Schließlich kann ein schwacher Befall manchmal übersehen worden sein, weil meistens nicht mehr als etwa 250 g Bohnen zur Untersuchung kamen. Aber auch bei Berücksichtigung dieser Fehlerquellen waren folgende Tatsachen auffällig:

a. In zwei Gärten, wo stets wenigstens zum Teil selbstgeerntetes Saatgut ausgelegt wurde, ließ sich in allen Jahren Bohnenkäferbefall feststellen.
b. Die Gärten, in denen trotz Verwendung frisch gekaufter Saat der Käfer immer wieder auftrat, lagen in der Nachbarschaft von den oben genannten.
c. Der von den anderen am entferntesten liegende Garten hatte keinen Befall mehr, nachdem hier ab 1952 stets neues Saatgut benutzt wurde.

Man darf wohl annehmen, daß die beiden unter a genannten Gärten wirklich die Infektionsquellen für die anderen waren. Die größte damit bewiesene Entfernung für einen Neubefall betrug etwa 50 m. Diese Feststellungen lassen außerdem vermuten, daß die Verwendung von befallener Saat die Voraussetzung für einen Neubefall ist.

5. Ernährung

Über Nahrungsaufnahme des Speisebohnenkäfers im Freien liegen bisher kaum Angaben vor; in wärmeren Ländern scheint eine solche auch niemals

stattzufinden (Balachowsky & Mesnil 1936, Larson & Fisher 1938, Canzanelli 1940 und Teixeira Constantino 1956). Die Imagines können sich offenbar nur von Flüssigkeiten ernähren; nie wurde beobachtet, daß ein Bohnenkäfer feste Stoffe frißt. Slingerland (1892 und 1893) und Hawley (1922) nehmen zwar an, daß die Käfer an Blättern und grünen Hülsen der Bohnenpflanzen fressen; sie haben dies aber nicht selbst beobachtet und sind damit sicher im Irrtum. Mingaud (1900) und Hase (1952) berichten, daß die Käfer im Sommer auf Blüten zu finden seien. Nach den eigenen Beobachtungen lecken die Käfer dort Nektar auf; das wurde festgestellt bei: *Ranunculus arvensis* L., *Ranunculus repens* L., *Fragaria grandiflora* Ehrh., *Potentilla anserina* L., *Potentilla reptans* L., *Aethusa cynapium* L., *Daucus carota* L., *Petroselinum sativum* Hoffm., *Torilis anthriscus* Gm.

Auf den gleichen Blüten saßen oft auch andere Bruchiden und Buprestiden, Byturiden, Canthariden, Curculioniden, Elateriden, Mordelliden und Nitiduliden. Die Nektarausscheidungen sind in diesen Blüten nämlich leicht zugänglich und darum für Käfer erreichbar.

Die Bohnenkäfer fliegen aber auch die Blüten anderer Pflanzen an, deren Nektar sie sicher nicht erlangen. So wurden einzelne Tiere festgestellt bei: *Nasturtium silvestre* R. Br., *Sinapis arvensis* L., *Oxalis stricta* L., *Convolvulus arvensis* L., *Achillea millefolium* L., *Anthemis arvensis* L., *Dahlia variabilis* Desf., *Hieracium pilosella* L., *Matricaria inodora* L., *Senecio vulgaris* L., *Tanacetum vulgare* L.

Vielleicht waren sie nur zufällig dorthin geraten. Es wurde aber immer wieder beobachtet, daß die Käfer bei Sonnenlicht gern weiße und hellgelbe Blüten und Gegenstände anfliegen. Die Bevorzugung dieser Farben zeigt folgender Versuch.

Sechs Glasschalen wurden unterseits mit Papier in den Farben Weiß, Rot, Gelb, Grün, Blau und Schwarz beklebt und innen mit verdünntem Honig bestrichen. Die Schalen wurden zwischen den Bohnenpflanzen 30 cm über dem Boden aufgestellt und die angeflogenen Käfer gezählt und sofort wieder hinausgesetzt. Nach 15 Beobachtungstagen war die Anzahl der besuchenden Käfer bei gleicher Reihenfolge 43, 6, 31, 16, 10 und 2 Stück oder 39,8, 5,5, 28,7, 14,8, 9,3 und 1,9 % der Gesamtzahl. Die meisten Besucher hatte also die weiße Schale, danach folgen die gelbe und die grüne. In die anderen Schalen haben sich wohl nur zufällig einige Käfer verflogen. Offenbar spielt bei den Bohnenkäfern der Gesichtssinn die größte Rolle. Das fiel besonders auf im Vergleich zu den Wespen, Bienen und Fliegen, die, vom Geruch geleitet, sich schnell auf alle Schalen verteilten. Wegen der Hymenopteren, die stets bald in großer Zahl erschienen und dann sehr störten, mußte die Beobachtung jedesmal nach 1/2–1 Stunde abgebrochen werden. Darum kann die Zahl der beobachteten Käfer nur so gering sein.

Mit der Vorliebe für Weiß und Gelb erreichen die Käfer in vielen Fällen die für sie allein geeigneten Blumen der Klassen A (mit allgemein zugänglichem Nektar) und AB (mit teilweise verborgenem Nektar). Bei ihnen sind jene Farben besonders häufig (Müller 1873, Knuth 1898, v. Kirchner 1911 und Kugler 1955). Auch die oben genannten Ranunculaceen, Rosaceen und Umbelliferen, an welchen die Käfer fressend beobachtet wurden, gehören zu diesen Blumenklassen.

Es muß betont werden, daß durch dieses Versuchsergebnis nicht unbedingt ein Farbensinn bei den Bohnenkäfern nachgewiesen ist. Gelb und Grün ent-

sprechen den energiereichsten Teilen des Sonnenspektrums; es kann sich hier also auch um eine einfache Reaktion auf Helligkeit handeln.

Es konnte aber auch beobachtet werden, daß die Käfer an den Bohnenpflanzen Stengel und grüne, fleischige Hülsen mit den Mandibeln anschneiden und den austretenden Saft auflecken. Vielleicht tun sie das auch bei anderen krautigen Pflanzen. Dies genügt schon, um sie den Sommer über zu ernähren, wie der folgende Versuch beweist.

In zwölf Tonschalen mit aufgesetzten Isolierkäfigen wurden Bohnenpflanzen gezogen und auch reichlich befallene Samen ausgelegt. Die ausgekrochenen Käfer hatten also keine andere Nahrungsquelle als das Kraut der Bohnenpflanzen. Auch unter diesen Umständen haben sie den Sommer überdauern können, und es zeigte sich, daß in allen Fällen die Hülsen befallen waren.

6. Feinde

Bei den Arbeiten im Freiland wurden Star, Amsel, Singdrossel, Haussperling, Weiße Bachstelze, Hausrotschwanz und Gartenrotschwanz auf der Jagd nach Bohnenkäfern beobachtet. Manchmal drohten die Vögel sogar den Verlauf der Versuche zu stören, indem sie in großer Zahl erschienen, die Beete absuchten und auch bald gelernt hatten, die befallenen Bohnen hervorzuscharren und aufzuspalten, um die Käfer und deren Entwicklungsstadien zu erlangen. Es ist aber unwahrscheinlich, daß eine Schädlingspopulation durch die Vögel vernichtet werden kann.

An sonstigen Feinden können die Mikroorganismen im Boden genannt werden, die, wie schon erwähnt, bei sehr nassem und kaltem Frühlingswetter die Fäulnis der Bohnen bewirken und damit auch die Käfer gefährden.

Auch wenn die Samen während des Winters ständig oder vorübergehend feucht liegen, beginnen sie zu schimmeln. Die Konidien der Schimmelpilze häufen sich merkwürdigerweise an den Stellen, wo sich unter der Samenschale Larven, Puppen oder Imagines befinden. Oft ist das runde Fenster noch kaum sichtbar, wenn der Schimmel darüber erscheint. Dasselbe wurde bei Zuchtversuchen beobachtet, wenn die Luftfeuchte mindestens 90 % betrug. Vielleicht findet der Pilz in dem Larvengang besonders geeignete Nährstoffe oder nur mehr Feuchtigkeit; möglicherweise ist auch die Sauerstoffversorgung an dieser Stelle besser. Die Tiere sind in solchen angeschimmelten Bohnen oft tot. Auch Zacher (1930) berichtet, daß in seinen Zuchten Verluste durch Pilzbefall entstanden. Ob der Pilz die Käfer aktiv angreift oder ob er etwa für die Larven schädliche Stoffe erzeugt, konnte nicht festgestellt werden.

Neben durch Schimmel eingegangenen Käfern wurden in der Saat von Schrebergärtnern mehrfach mumifizierte Imagines oder Puppen gefunden. Die Ursache ist wahrscheinlich ein Befall durch Entomophtoraceen oder vielleicht auch eine ähnliche Bakterienkrankheit, wie sie del Guercio (1918) bei Bohnenkäfern in Italien feststellte; das wurde nicht weiter untersucht.

Die Kugelbauchmilbe (*Pediculoides ventricosus* Newp.), die von so vielen Autoren erwähnt wird (Chittenden 1898, Garman 1917, Razzauti 1917, Skaife 1918, Bridwell 1919, Kunhi Kannan 1919, Larson 1920, Feytaud 1926, Zacher 1930, Bushnell 1940, Herfs 1942, Lepesme 1944 und Jany 1952), ist während dieser Arbeit an Speisebohnenkäfern nie gefunden wor-

den. Sie scheint immer nur in Laboratoriumszuchten aufzutreten; lediglich Bushnell (1940) deutet an, daß die Milbe auch im Freien die Käfer oder deren Entwicklungsstadien angreifen könnte.

Auch parasitische Hymenopteren sind weder im Freien noch in Lagerräumen festgestellt worden. Die in der Literatur für Amerika genannten Chalcididen *Bruchobius laticollis* Ashm. und *Eupelmus cyaniceps* Ashm. (Chittenden 1898, Packard nach Razzauti 1917 und Canzanelli 1940) sind in Deutschland nicht heimisch und hier darum auch nicht zu erwarten. *Eupelmus degeerii* Dalm. wurde bisher nur in Südfrankreich als Parasit des Speisebohnenkäfers festgestellt. Fulmek (1955) erwähnt den Speisebohnenkäfer aber auch als Wirt für die hier verbreitete *Trichogramma evanescens* Westw. Fundort oder Literaturquelle sind nicht vermerkt, und auf Anfrage konnte Herr Dr. Fulmek am 9. 12. 1955 nur die Angaben brieflich mitteilen: „Brit. 1935 und Ägypten". Vermutlich beziehen sich diese auf die Versuche von Salt (1935), diese Erzwespe zur biologischen Bekämpfung des Speisebohnenkäfers einzusetzen. Ein Erfolg von praktischer Bedeutung konnte bei jenen Arbeiten nicht erzielt werden. Nach Quednau (1956) ist der Speisebohnenkäfer physiologisch gar nicht als Wirt für diesen Parasiten geeignet, und nach den Ergebnissen der vorliegenden Arbeit wäre das Parasitenverhältnis jedenfalls in Norddeutschland auch biologisch nicht möglich, denn die Erzwespe kann die Eier des Käfers in den Hülsen ja nicht erreichen. Darum kommt auch *Trichogramma evanescens* Westw. nicht als Feind des Speisebohnenkäfers in Frage.

7. Aufsuchen der Bohnenpflanzen und Kopulation

Während die Käfer im Sommer kein besonderes Interesse für die Bohnenpflanzen zeigen, suchen sie diese wieder auf, wenn die Hülsen zu reifen beginnen. Bei warmem Wetter werden die ausgewachsenen Hülsen innerhalb von wenigen Tagen gelb, soweit es sich um Brech- oder Schneidebohnensorten handelt; Wachsbohnen verlieren das Blattgrün bekanntlich schon während der Wachstumszeit und ändern ihre Färbung jetzt nicht mehr. Bei allen Sorten beginnt das Reifen aber damit, daß die Hülsen weich werden, also daß die Turgeszenz der Zellen nachläßt. Gleichzeitig welken und vergilben auch die Blätter. Bei diesem Welken entsteht anscheinend ein Duft, welcher die Käfer anlockt. Das vermuten auch Marcucci (1920), Vassiljev (1935), Candura (1938) und Larson & Fisher (1938). Die Farbe spielt offenbar keine Rolle, denn vorher werden die bereits gelben Wachsbohnen nicht beachtet.

Die Kopulation erfolgt auf den Bohnenpflanzen. Sie verläuft im Freien genauso, wie sie Herfs (1942) nach Laboratoriumsbeobachtungen geschildert und abgebildet hat; darum erübrigt sich hier eine Beschreibung. Lediglich erfolgt sie im Freien nicht so unvermittelt; meistens laufen die Käfer mehrere Minuten lang über Hülsen, Stengel und Blätter hintereinander her, bis das Weibchen sich begatten läßt. Die Kopulation dauert bei 22–24° gewöhnlich 8–10 Minuten, manchmal auch länger. Sie wird leicht unterbrochen, wenn Windstöße die Pflanzen heftig bewegen oder andere Insekten oder Vögel stören. Nach der Kopulation gehen die Männchen wahrscheinlich bald zugrunde. Drei Wochen nach Beginn der Bohnenreife fanden sich an den trokkenen Hülsen zwar noch zahlreiche Weibchen, aber fast keine Männchen

mehr. In Laboratoriumszuchten kopulieren dieselben Tiere mehrfach, obwohl eine Begattung zur Befruchtung aller Eier ausreicht.

8. Eiablage

Nach der Kopulation beginnen die Weibchen gewöhnlich am nächsten oder übernächsten Tag mit der Eiablage. Zehn Weibchen wurden nach der Kopulation eingefangen und mit einer welken Hülse zusammen in mit Drahtgaze verschlossene Gläser gesperrt, die auf dem Versuchsbeet zwischen den Pflanzen aufgestellt waren. Drei Tiere waren schon am nächsten Tag mit der Eiablage beschäftigt, fünf am zweiten und zwei erst am dritten Tag. Der Versuch wurde bei sehr warmem Augustwetter gemacht. Im Laboratoriumsversuch liegt bei mittleren Temperaturen ungefähr die gleiche Zeit zwischen Kopulation und erster Eiablage.

Das legebereite Weibchen sucht sehr sorgfältig eine geeignete Stelle aus. Es läuft auf der Hülse hin und her und prüft besonders die Naht ausführlich mit den Palpen (Abb. 6 A). Die Wahl fällt meistens auf einen Punkt an der (morphologischen) Bauchnaht, wie auch Horber (1950) feststellte, und fast stets im Raum zwischen zwei drinnen liegenden Kernen. Manchmal wechselt das Weibchen auch noch einmal den Platz, wenn es schon mit der Arbeit begonnen hatte.

Hat sich das Tier für eine Stelle entschieden, so beginnt es mit den Mandibeln die Naht zu benagen. Dabei sitzt es seitlich von dieser und senkrecht zur Längsrichtung der Hülse (Abb. 6 B). Seine Bewegungen lassen oft große Anstrengungen vermuten, die wohl besonders beim Durchbeißen der Leitbündel nötig sind. Die Beweglichkeit der Gelenke von Kopf und Halsschild wird dabei bis zum Äußersten beansprucht, und die Füße klammern sich fest an die Härchen und Runzeln der Hülse (Abb. 6 C).

Nach 2–3 Minuten unterbricht das Weibchen die Arbeit und geht einige Schritte nach vorn, bis die Hinterleibsspitze sich über dem Loch befindet, streckt die Legeröhre heraus und senkt sie tastend in das Loch (Abb. 6 D und 6 E). Darauf zieht es sie wieder ein, dreht sich herum und beginnt von neuem mit dem Nagen. Dabei sitzt es nunmehr auf der anderen Seite von der Naht der Hülse.

Auch bei dieser Tätigkeit werden die Antennen schräg nach oben gehalten (Abb. 6 A–G), während die Maxillarpalpen seitlich abstehen. Offenbar ist die Entfernung zwischen den Enden der Maxillarpalpen das Maß für die Breite des Loches. Wird dieses enger, so nagt der Käfer die Seiten so lange auf, bis er den Kopf mit seitwärts gestreckten Palpen gerade hineinstecken kann.

Auf diese Weise wird das Loch immer tiefer. Bald steckt der Kopf des Käfers bis über die Fühlergruben und schließlich fast bis über die Augen darin (Abb. 6 F). Kopf und Augen sind oft völlig mit Zellgereibsel beschmiert; das Tier putzt sich aber nicht während der Arbeit. Je tiefer das Loch wird, desto mehr stemmen die Hinterbeine den Leib in die Höhe, während die beiden vorderen Beinpaare mit ihren Schenkeln in die Gelenkfurche zwischen Halsschild und Mesothorax gelegt werden. So entsteht die für das arbeitende Weibchen charakteristische Körperhaltung (Abb. 6 C und G). Regelmäßig, bei 22–24° alle 3–5 Minuten, prüft das Weibchen die Lochtiefe mit der Legeröhre, kehrt sich dann um und arbeitet von der anderen Seite weiter. Am Anfang läuft das Weibchen manchmal fort bis zum oberen oder unteren

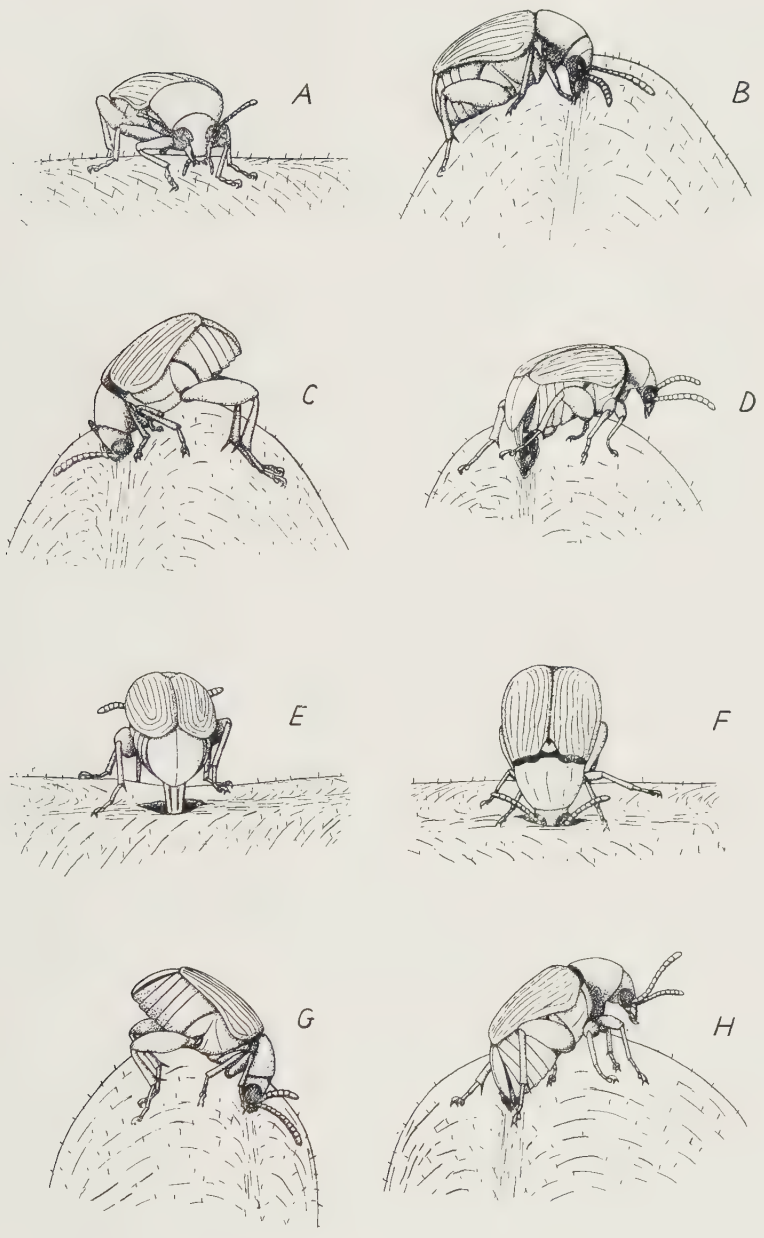

Abb. 6. Eiablage. Das legebereite Weibchen prüft die Hülsennaht mit den Palpen auf der Suche nach einer geeigneten Stelle (A). Dort stellt es sich quer zur Hülsennaht und beginnt diese zu benagen (B). Es stemmt sich mit den Hinterbeinen hoch; die Kopf- und Halsschildgelenke werden bei der Arbeit stark beansprucht (C). Gelegentlich unterbricht es die Arbeit, geht einige Schritte nach vorn und senkt die Legeröhre in das Loch (D), um dessen Tiefe zu prüfen (E). Das Tier nagt so tief, daß sein Kopf bis über die Fühlergruben im Loch steckt (F). Dabei nimmt es eine charakteristische Haltung ein; der Leib wird hinten hochgestemmt und vorn auf die Schenkel der beiden ersten Beinpaare gestützt (G). Schließlich steckt das Weibchen durch das vollendete Loch die Legeröhre ins Hülseninnere; hierzu richtet es sich mit den vorderen Beinpaaren auf (H)

Ende der Hülse, kehrt aber immer bald zurück und setzt seine Tätigkeit fort. Wenn das Loch erst eine gewisse Tiefe erreicht hat, bleibt das Tier beständig bei der Arbeit und läßt sich auch durch heftige Windstöße nicht stören.

Ist schließlich der Durchbruch in das Innere der Hülse gelungen, dann senkt das Weibchen die Legeröhre so tief wie möglich hinein. Dabei stellt es sich halb aufrecht auf die gestreckten vorderen Beinpaare (Abb. 6 H). In dieser Stellung verharrt es 20–40 Minuten, denn jetzt legt es die Eier in die Hülse. Danach zieht es die Legeröhre wieder heraus und läuft nach einiger Zeit davon.

Abb. 7. Frisch genagtes Loch in der Naht einer Bohnenhülse

Bei noch sehr fleischigen, dickwandigen Hülsen gibt das Tier die Arbeit auf, wenn es nach 2½–3 Stunden nicht zum Innern vordringen konnte. Es kommt aber nicht selten vor, daß die Eiablage an Hülsen erfolgt, die noch ganz grün und kaum verwelkt sind. Am schnellsten geht die Arbeit bei Hülsen, die schon ganz verwelkt, aber noch nicht hart sind; dann ist das Loch bei 22–24° in 1–1½ Stunden, bei 18° nach etwa 2–2½ Stunden fertiggestellt. Auch an trokkenreifen Hülsen wurden Käfer beobachtet, jedoch wesentlich weniger als an den noch nicht ganz hart gewordenen. Als aber am Ende der Reifezeit die trockenen Hülsen durch einen Gewitterregen aufgeweicht waren, erschienen plötzlich wieder viel mehr Tiere als vorher und benagten sie. Der Grund ist vielleicht nicht nur das Weichwerden, sondern auch, daß die feuchten Hülsen mehr von dem anziehenden Duft ausströmen.

Das frisch genagte Loch ist ein ungefähr 0,5 mm langer Spalt (Abb. 7) und bei seiner Kleinheit kaum sichtbar. Nach 2–3 Tagen bildet sich darum aber meistens ein brauner Fäulnishof, und das Loch erweitert sich etwas. Später verschwindet es jedoch wieder fast ganz, wenn die Hülse eintrocknet. Dann kann man den zurückgebliebenen dunklen Fleck kaum unterscheiden von einer Verschmutzung oder einem durch *Colletotrichum lindemuthianum* Sacc. et Magn. hervorgerufenen Brennfleck. Weil reife Hülsen fast immer allerlei Flecke aufweisen, fallen die Spuren des Bohnenkäferbefalls bei flüchtiger Betrachtung nicht auf.

Eröffnet man eine Hülse dort, wo ein Bohnenkäferweibchen tätig war, so sieht man drinnen die Eier in einem lockeren Haufen liegen. Sie sind leicht aneinandergeklebt und meistens fächerförmig um die Einbohröffnung in einer oder mehreren Schichten angeordnet. Das spitze Ende der Eier weist von dem Loch weg (Abb. 8). Wenn man die Käfer im Laboratorium veranlaßt, ihre Eier unter einem Bohnenkern an der Wand eines Glasgefäßes abzulegen, dann sieht man, wie die Legeröhre jedesmal bewegt wird, wenn ein Ei ausgetreten ist. Daraus ist jene Anordnung der Eier ohne weiteres verständlich.

Die Zahl der an einer Stelle abgelegten Eier betrug durchschnittlich 13. Das größte Gelege, das in einer Hülse gefunden wurde, enthielt 23, das kleinste 5 Eier. Die Zahl hängt wahrscheinlich von der Temperatur und anderen äußeren Faktoren ab. Im Laboratorium legen Käfer aus der Vorratszucht, die ohne Wasser und Nahrung gehalten wurden, durchschnittlich 60 Eier. Es ist unwahrscheinlich, daß die Käfer im Freien weniger leisten, noch

dazu, wo sie sich richtig ernähren konnten. Darum ist anzunehmen, daß ein Weibchen das Eierlegen noch ein- oder zweimal wiederholt. Das wurde jedoch nicht nachgeprüft.

Die Eiablage des Speisebohnenkäfers wurde bisher nicht ausführlich beschrieben, auch nicht für den Befall von reifen Samen. Die Käfer ziehen dazu in der Laboratoriumszucht nämlich die Dunkelheit vor. Wohl kann man sie bei systematischer Kontrolle auch im Tageslicht dabei antreffen; den größten Teil der Eier legen sie aber im Dunkeln, wie folgender Versuch beweist:

Zahlreiche frisch geschlüpfte Käfer wurden in Petrischalen gesetzt und Bohnenkerne hinzugegeben. Die Schalen standen auf der Fensterbank und waren so dem Wechsel von Tag und Nacht ausgesetzt. Täglich wurden morgens und abends die inzwischen gelegten Eier entnommen und gezählt. Insgesamt waren am Ende 999 Eier bei Nacht und 300 tagsüber gelegt worden.

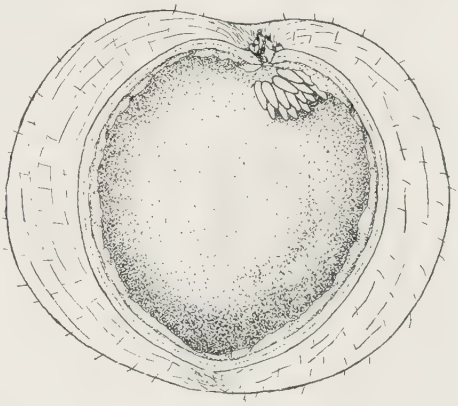

Abb. 8. Eier vom Bohnenkäfer in einer eröffneten Hülse

In diesem Versuch waren Temperatur und Luftfeuchte ziemlich gleichmäßig. Wie die Beweglichkeit könnte auch die Eiablage außer vom Licht noch von diesen beiden Faktoren abhängig sein. Die Beziehung muß aber jedenfalls weniger eng sein, denn auf dem Speicher vermehren die Käfer sich ja auch in völliger Dunkelheit. Vielleicht legt der Bohnenkäfer die Eier in seiner Heimat vorwiegend nachts, wie es auch andere Insekten tun, die sonst keine nächtliche Lebensweise führen. In Norddeutschland scheint er dazu aber nur die hellen und warmen Tageszeiten zu benutzen. Eins der Versuchsbeete wurde in zwei sehr warmen Augustnächten abgesucht, aber es wurde kein tätiger Käfer gefunden. Auch morgens vor 8 Uhr und abends nach 20 Uhr wurden nie Käfer beim Nagen oder Eierlegen beobachtet. In den Arbeiten über den Schädling in wärmeren Ländern (Mingaud 1900, Lovett 1913. Razzauti 1917, Bridwell 1918, 1919 und 1940, Skaife 1918, Marcucci 1920, Larson 1922 und 1923, Feytaud 1926, Vassiljev 1935, Larson & Fisher 1938, Canzanelli 1940, Durán & Olalquiaga Fauré 1944. Lefèvre 1950 und Teixeira Constantino 1956) wird leider nicht angegeben, ob dort auch nachts Eier gelegt werden.

Bei Anbau mehrerer Sorten werden die frühesten am stärksten, späte oft gar nicht befallen. Sind aber nur spät reifende Bohnen da, so werden auch sie befallen, wie schon Horber (1950) feststellte. Die allgemein später reifenden Stangenbohnen bleiben manchmal ganz verschont, wenn sie zwischen Buschbohnen stehen; sonst zeigt sich auch hier der stärkste Befall an den frühen Sorten. Das ist ohne weiteres verständlich, weil die Käfer ja schon den ganzen Sommer über auf die Gelegenheit zur Eiablage warten. Es handelt sich hier also um eine Pseudoresistenz in der Klassifikation von Painter (1951) und nicht etwa um eine Reaktion auf mikroklimatische Unterschiede, wie Hase (1952) und Jany (1952) meinen. Darum werden bei Stangenboh-

nen auch die untersten, zuerst reifenden Hülsen am stärksten befallen, sofern man sie hängen läßt. Gewöhnlich erntet man aber die Früchte zunächst als Frischgemüse und läßt nur die letzten Hülsen zur Samengewinnung hängen, weil so bei den „remontierenden" Sorten ein wesentlich höherer Gesamtertrag erzielt wird (Becker-Dillingen 1956). Dann legen die Käfer auch Eier an die letzten, oberen Früchte.

Bei mit 58 Varietäten durchgeführten Befallsversuchen im Freien entstand der Eindruck, daß die Käfer bei der Sortenwahl auch noch von anderen Faktoren beeinflußt werden. Weil aber diese Beobachtungen noch kein klares Bild ergaben, soll hier nicht näher darauf eingegangen werden.

IV. Zusammenfassung

Der Speisebohnenkäfer tritt seit dem zweiten Weltkrieg in Mittel- und Norddeutschland mit Ausnahme Schleswig-Holsteins im Freien auf. In dieser Arbeit wird sein Verhalten während des Sommers beschrieben. Danach kann erstmalig die Biologie des Speisebohnenkäfers bei Freilandauftreten in Norddeutschland dargestellt werden.

Das Auftreten des Speisebohnenkäfers in Gärten und Feldern ist fast stets darauf zurückzuführen, daß befallenes Saatgut verwendet wurde. Die Käfer verlassen die ausgelegten Bohnen, was durch das Aufweichen der Samenschale erleichtert wird, und kriechen bald darauf durch die sie bedeckende Erde ins Freie. Der Aufenthalt in feuchter Erde schadet den Käfern nicht, doch gehen sie meistens zugrunde, wenn die Bohnen bei ungünstigem Wetter verfaulen.

Die ins Freie gelangten Käfer findet man zunächst vorwiegend auf den Bohnenpflanzen; bald verteilen sie sich aber auch über die umliegenden Kulturen. Sie ernähren sich von Nektar, wozu sie besonders weiße und gelbe Blüten anfliegen; auch nagen sie weiche Stengel an, um den austretenden Saft aufzulecken.

Die Beweglichkeit der Bohnenkäfer ist von Licht, Temperatur und Luftfeuchte abhängig. Grundsätzlich fliegen sie im Freien nur bei Sonnenschein und um so häufiger und weiter, je wärmer und trockener die Luft ist. Dann können sie sich von einer Infektionsquelle aus auch über benachbarte Gärten verbreiten. Im Schatten und bei kühlem oder feuchtem Wetter sind sie träge, auch wenn zahlreiche einheimische Insektenarten sich noch lebhaft bewegen. Die Bohnenkäfer verhalten sich positiv thigmotaktisch und suchen darum gern enge Schlupfwinkel zwischen Stengeln und Blättern auf.

Bei Beunruhigung legen die Bohnenkäfer die Beine an. Sind sie dabei auf den Rücken gefallen, dann erfolgt ein charakteristischer Umdrehreflex, durch welchen das Tier über die Hinterleibsspitze wieder in die Bauchlage gelangt.

Spezielle Feinde haben die Bohnenkäfer in Norddeutschland nicht. Außer den Fäulniserregern, die sie während der Winterlagerung und im Frühjahr im Boden gefährden, werden sie nur wie andere Insekten von Vögeln verfolgt.

Wenn die ausgewachsenen Hülsen zu reifen beginnen, finden die Käfer sich wieder auf diesen ein. Sie werden durch einen besonderen Duft der welkenden Pflanzenteile angelockt. Auf den Bohnenpflanzen treffen sich die Geschlechter und kopulieren. Am nächsten oder übernächsten Tag beginnen die Weibchen mit der Eiablage. Dazu nagen sie in eine noch weiche

Hülse ein Loch, senken ihre Legeröhre hinein und legen eine Anzahl Eier in das Innere der Hülse. Während die Eiablage im Laboratorium vorwiegend nachts erfolgt, findet sie im Freien nur bei Tage statt. Danach scheinen die Käfer bald zugrundezugehen.

Der Befall ist an frühen Sorten am stärksten. Wurden jedoch nur späte Sorten gelegt, dann befallen die Käfer diese auch. Das gleiche gilt, wenn die Hülsen zuerst regelmäßig als Gemüse gepflückt wurden. Auch bei Stangenbohnen ist die vertikale Befallsverteilung nur durch die verschiedene Reifezeit der Hülsen bedingt.

Die Entwicklung der Larven erfolgt offenbar am Lagerort unter denselben Voraussetzungen, die von der Biologie des Speisebohnenkäfers als Vorratsschädling bekannt sind.

V. Summary

Since the second world war, *Acanthoscelides obtectus* has occurred outdoors in N. Germany and its habits in the field are therefore described to show if any adaptation is involved. The beetles reach the land in infested seed and, during the summer, feed on nectar and gnaw soft stems to get the sap. They fly only in sunshine and the warmer and drier the air the greater the fligth activity. When disturbed, the insects fall to the ground and lie on their backs; they have no special enemies in N. Germany. They are attracted by the smell of drying pods and then copulate and lay eggs: for oviposition, the females eat holes in unripe pods, often even those which are still green. In the laboratory, egg laying takes place mainly at night, in the open, however, only in the daytime. Early varieties of bean are the most strongly attacked: in runner beans, the vertical distribution is governed only by the ripening time of the pods. Larval development takes place in the storehouse, where the beetle lives as a stored products pest.

VI. Literatur

Balachowsky, A. & Mesnil, L., 1936: Les insectes nuisibles aux plantes cultivées. Paris.

Becker-Dillingen, J., 1956: Handbuch des gesamten Gemüsebaues. 6. Aufl., Berlin.

Biologische Zentralanstalt für Land- und Forstwirtschaft, 1948: Lebensweise und Bekämpfung des Speisebohnenkäfers. Nachrichtenbl. dtsch. Pflanzenschutzdienst, Berlin; N.F. Nr. 2 (28), S. 16–17.

Bridwell, J. C., 1918: Notes on the Bruchidae and their parasites in the Hawaiian Islands. Hawaii. Entom. Soc. Proc.; Bd. 3 (Jg. 1917), S. 465–505.

— 1919: Some additional notes on Bruchidae and their parasites in the Hawaiian Islands. Hawaii. Entom. Soc. Proc.; Bd. 4 (Jg. 1918), S. 15–20.

— 1940: Two new American bean bruchids (Coleoptera). Rev. Chil. Hist. Nat.; Bd. 44, S. 249–258.

Bushnell, R. J., 1940: Destruction of an experimental population of bean weevil by *Pediculoides ventricosus* Newport. Journ. Econ. Entom.; Bd. 33, S. 581–582.

Candura, G. S., 1938: Osservazioni biologiche sul tonchio dei fagioli *(Acanthoscelides obtectus* Say) nella Venezia Tridentina. Italia Agric.; Bd. 75, S. 841–854.

Canzanelli, A., 1940: Studio sul tonchio del fagiolo. Boll. Zool. Agr. Bachicolt. R. Univ. Milano; Bd. 9 (Jg. 1939), S. 1–45.

Chittenden, F. H., 1898: Insects injurious to beans and peas. Yearb. U.S. Dept. Agric., Washington; S. 233–260.

Daviault, L., 1928: Notes biologiques sur la bruche du haricot *(Acanthoscelides obtectus* Say). Rev. Path. Veget. Entom.; Bd. 15, S. 188–193.

Flytaud, J., 1926: La bruche des haricots *(Acanthoscelides obtectus* Say). Rev. Zool. Agricol. Appl.; 25. Jg. (1925), S. 161–172.
Fulmek, L., 1955: Wirtsbereich von *Trichogramma evanescens* Westw. und *Tr. minutum* Ril. Anz. Schädlingskunde; 28. Jg., S. 113–116.
Garman, H., 1917: Observations and experiments on the bean and pea weevils in Kentucky. Kentucky Agric. Expt. Stat., Lexington; Bull. Nr. 213, S. 309–333.
del Guercio, G., 1918: Note ed osservazioni di entomologia agraria. Notizie preliminari. Istit. Agric. Colon. Ital., Firenze.
Hase, A., 1950: Zur Geschichte der Einbürgerung des Speisebohnenkäfers und deren praktische Folgen. Nachrichtenbl. dtsch. Pflanzenschutzdienst, Berlin; N.F. Nr. 4 (30), S. 181–185.
— 1952: Die Einbürgerung des Speisebohnenkäfers als Freilandschädling in Deutschland. Transactions 9th Int. Congress Entom., Amsterdam 1951; Bd. 1, S. 666–668.
— 1954: Über *Acanthoscelides* als Freilandschädling. Meddlngn. Landbouwhogeschool Opzoekingsstat. Gent; Bd. 19, Nr. 3, S. 457–463.
Hawley, I. M., 1922: Insect and other animal pests injurious to field beans in New York. N. Y. (Cornell) Agron. Expt. Stat. Mem.; Bd. 55, S. 945–1037.
Headlee, T. J., 1917: Some facts relative to the influence of atmospheric humidity on insect metabolism. Journ. Econ. Entom.; Bd. 10, S. 31–38.
— 1921: The response of the bean weevil to different percentages of atmospheric moisture. Journ. Econ. Entom.; Bd. 14, S. 264–269.
Herford, G. M., 1936: Observations on the biology of *Bruchus obtectus* Say, with special reference to the nutritional factors. Zeitschr. Angew. Entom.; Bd. 22, S. 26–50.
Herfs, A., 1942: Kleine Beiträge zur Ökologie von *Bruchidius (Acanthoscelides) obtectus* Say. Anz. Schädlingskunde; 18. Jg., S. 61–66.
Herter, K., 1942/43: Über den Temperatursinn von Vorratsschädlingen. Mittlgn. Ges. Vorratsschutz; 18. Jg., S. 74–77; 19. Jg., S. 5–11, 23–24, 31–36 u. 45–49.
— 1953: Der Temperatursinn der Insekten. Berlin.
Hoffmann, A., 1945: Coléoptères bruchides et anthribides. Paris.
Horber, E., 1950: Beitrag zur Biologie und Bekämpfung des Speisebohnenkäfers *Acanthoscelides obtectus* Say). (Col. Bruchid.). Mittlgn. Schweiz. Entom. Ges.; Bd. 23, S. 233–244.
Jany, E., 1952: Untersuchungen über das Verhalten des Speisebohnenkäfers *(Acanthoscelides obtectus* Say). Nachrichtenbl. dtsch. Pflanzenschutzdienst, Braunschweig; 4. Jg., S. 12–13.
v. Kirchner, O., 1911: Blumen und Insekten. Leipzig und Berlin.
Knuth, P., 1898: Handbuch der Blütenbiologie. Leipzig.
Köstlin, R., 1956: *Acanthoscelides obtectus* Say. Mittlgn. dtsch. Entom. Ges.; 15. Jg., Nr. 2, S. 31.
Kugler, H., 1955: Einführung in die Blütenökologie. Stuttgart.
Kunhi Kannan, K., 1919: Pulse beetles (store forms). Mysore State Dept. Agric.; Entom. Ser.; Bull. Nr. 6.
Larson, A. O., 1920: A predacious enemy of bean weevils. Journ. Econ. Entom.; Bd. 13, S. 322–323.
— 1922: Field control of the common bean weevil *(Bruchus obtectus* Say). Calif. Dept. Agric.; Monthly Bull. Nr. 11, S. 400–408.
— 1923: Bean weevil investigation in Chino district. Calif. Bean Grower's Journ.; Nr. 4, S. 82–83.
Larson, A. O. & Fisher, C. K., 1938: The bean weevil and the southern cowpea weevil in California. U.S. Dept. Agricult., Washington, D.C.; Techn. Bull. Nr. 593.
Lefèvre, P. C., 1950: *Bruchus obtectus* Say ou bruche des haricots *(Phaseolus vulgaris* L.). Publ. Inst. Nat. Agron. Congo Belge; Sér. Sci., Nr. 48.
Lepesme, P., 1944: Les coléoptères des denrées alimentaires et des produits industriels entreposés. Paris.
Lipman, J. G., 1916: Influence of atmospheric moisture upon insect metabolism. N. Y. Agr. Expt. Stat.; Bull. Nr. 298, S. 33–34.
Lovett, A. L., 1913: Insect pests of truck and garden crops. Oregon. Agric. Coll., Corvallis; Bull. Nr. 91 (Exten. Ser. 2, Nr. 5).
Marcucci, E., 1920: Osservazioni sulla forma esterna e sulla biologia della larva di *Acanthoscelides obtectus* (Say). Arch. Zool. Ital.; Bd. 9, S. 238–262.
Menusan, H., 1934: Effects of temperature and humidity on the life processes of the bean weevil, *Bruchus obtectus* Say. Ann. Entom. Soc. Amer.; Bd. 27, S. 515–526.
— 1935: Effects of constant light, temperature, and humidity on the rate and total amount

of oviposition of the bean weevil, *Bruchus obtectus* Say. Journ. Econ. Entom.; Bd. 18, S. 448–453.
— 1936: The influence of constant temperatures and humidities on the rate of growth and relative size of the bean weevil, *Bruchus obtectus* Say. Ann. Entom. Soc. Amer.; Bd. 29, S. 279–288.
Mingaud, G., 1900: Le *Bruchus irresectus* Fahr., parasite des haricots cultivés. Bull. Soc. Étud. Sc. Nat. Nimes; Bd. 27 (Jg. 1899), S. 103—107.
Müller, H., 1873: Die Befruchtung der Blumen durch Insekten und die gegenseitigen Anpassungen beider. Leipzig.
Nolte, H. W., 1952: Der Speisebohnenkäfer. Urania; 15. Jg., S. 353–354.
— 1955: Über die Ursachen des Freilandauftretens von *Acanthoscelides obtectus* Say in Deutschland. Dtsch. Entom. Zeitschr.; N. F. Bd. 2, S. 296–300.
Painter, R. H., 1951: Insect resistance in crop plants. New York.
Purucker, H., Theiler, F. & Walther, R., 1951: *Bruchidius obtectus* Say, ein neueingeschleppter Bohnenvorratsschädling. Saatgut-Wirtschaft; Bd. 3, S. 202–203.
Qednau, W., 1956: Die biologischen Kritereien zur Unterscheidung von *Trichogramma*-Arten. Zeitschr. Pflanzenkrankh. Pflanzenschutz; Bd. 63, S. 333–344.
Razzauti, A., 1917: Contributo alla conoscenza del tonchio de fagiuolo *(Acanthoscelides obtectus* Say). Boll. Labor. Zool. Gen. Agr. R. Scuola Sup. Agricolt., Portici; Bd. 12, S. 94–122.
Salt, G., 1935: Experimental studies in insect parasitism. 3rd Host Selection Proc. Royal Soc., London 1935; S. 413–435.
Skaife, S. H., 1918: Pea and bean weevils. — Union South Africa Dept. Agric.; Bull. Nr. 12.
Slingerland, M. V., 1892: The bean weevil. Insect Life; Bd. 5, S. 86–87.
— 1893: Some observations upon two species of *Bruchus*. In: Notes from the Cornell Insectary. Psyche; Bd. 6, S. 445–449.
Staatsinstitut für angewandte Botanik, Hamburg, 1954: Jahresberichte 57.–68. Jg. für die Jahre 1939 bis 1950 einschl. Hamburg.
Teixeira Constantino, A. F., 1956: O caneiro do feijão *Acanthoscelides obtectus* (Say). Estudos, Ensaios e Documentos, Lisboa; Bd. 15.
Vassiljev, I., 1935: *Acanthoscelides obtectus* Say unter Freilandbedingungen in Abkhasien (in russisch). Zašt. Rast., Leningrad; Jg. 1935, Heft 1, S. 124–130.
Zaazou, H., 1948a: The longevity of the bean weevil: *Acanthoscelides obsoletus* Say (Coleoptera: Bruchidae). Bull. Soc. Fouad I. Entom.; Bd. 32, S. 51–70.
— 1948b: Oviposition of the bean weevil: *Acanthoscelides obsoletus* Say (Coleoptera: Bruchidae). Bull. Soc. Fouad I. Entom.; Bd. 32, S. 343–361.
Zacher, F., 1930: Untersuchungen zur Morphologie und Biologie der Samenkäfer (Bruchidae-Lariidae). Arb. Biol. Reichsanst. Land- u. Forstwirtsch.; Bd. 18, Heft 3, S. 233–284.
— 1950a: Ausbreitung des Speisebohnenkäfers *(Acanthoscelides obtectus* Say) in Deutschland. Nachrichtenbl. dtsch. Pflanzenschutzdienst, Braunschweig; 2. Jg., S. 121.
— 1950b: Quarantäne gegen Schädlingsbefall, insbesondere gegen Vorratsschädlinge. Naturwiss. Rundschau; 3. Jg., S. 75–78.
— 1954: Bruchidae (Lariidae, Mylabridae). In: Sorauer, P. 1954: Handbuch der Pflanzenkrankheiten; Bd. 5, Teil 2; 5. Aufl., 2. Lief.; Berlin und Hamburg
— 1955: Verbreitung und Nährpflanzen des Speisebohnenkäfers, *Acanthoscelides obtectus* Say. Mittlgn. dtsch. Entom. Ges.; 14. Jg., Nr. 2, S. 3–4.

Aus dem Zoologischen Institut der Universität Ankara

Zur Verbreitung der Skorpione in der Türkei

Von Mithat A. Tolunay

Die Skorpione sind Bewohner der wärmeren Klimagebiete, wobei die Zahl und Größe ihrer Arten nach Süden hin zunimmt. Die vorkommenden Arten gehören zu den folgenden 6 Familien:

Familien	*Zahl der Gattungen*	*Arten*
BUTHIDAE	29	230
CHACTIDAE	11	60
DIPLOCENTRIDAE	5	12
SCORPIONIDAE	15	135
VEJOVIDAE	9	35
BOTHRIURIDAE	7	13

Die Diplocentriden kommen nur in Mittel- und Südamerika, die Bothriuriden in Südamerika vor. Die zu den übrigen Familien gehörenden Arten sind auf das Gesamtverbreitungsgebiet der Skorpione örtlich verteilt. Die kleinsten Skorpione messen 2,5 cm (*Microbuthus*-Arten) und die größten 22 cm (z. B. *Pandinus imperator).*

Um die in der Türkei vorkommenden Arten zu ermitteln, wurden in den 34 Provinzen Hunderte von Exemplaren gefangen. Ihre Determinierung übernahm freundlicherweise Dr. Max Vachon, Paris, dem ich an dieser Stelle dafür bestens danken möchte. In Abb. 1 sind die Fundorte der im folgenden festgestellten Arten kartenmäßig dargestellt:

1. *Buthus gibbosus* Brulle (Abb. 2). Länge 6 cm. Verbreitetste Art, ihre Fundorte liegen in 19 Provinzen in einem von West- bis Ostanatolien durchgehenden breiten Gebiet. Vorkommen besonders in hohem Steppenland.

2. *Prionurus crassicauda* Ol. (Abb. 3). Länge 9–10 cm. Das Verbreitungsgebiet beschränkt sich auf die süd- und südöstlichen Provinzen Anatoliens.

3. *Scorpio maurus fuscus* H. et E. (Abb. 4). Länge 5–6 cm. Es wird vermutet, daß diese Art zusammen mit *Prionurus crassicauda* ein gemeinsames Verbreitungsgebiet in den süd- und südöstlichen Provinzen Anatoliens hat.

4. *Euscorpius italicus* AWH. (Abb. 5). Länge 4–4,5 cm. Die Fundorte liegen im nördlichen Anatolien und im Gebiet längs des Schwarzen Meeres.

5. *Euscorpius carpathicus* L. (= *migrellicus* Kessel). Von dieser Art wurde nur ein einziges Exemplar in Sinop gefunden. Seine Determinierung war leider nicht einwandfrei möglich. Es ist daher vorgesehen, in diesem Gebiet und auch in anderen Provinzen eine Nachsuche nach dieser Art durchzuführen.

Zusammenfassend ergibt sich, daß *Eus. italicus* im Schwarzmeer-Gebiet, *B. gibbosus* in den zentralen Steppenländern und *P. crassicauda* mit *S. mau-*

rus fuscus im süd- und südöstlichen Teil der Türkei verbreitet ist. Nachfolgende Zusammenstellung der langjährigen Temperatur- und Niederschlagsmittel in den Verbreitungsgebieten (meteorologische Daten der Provinzen) der einzelnen Arten zeigt, daß diese an bestimmte Klimagebiete gebunden sind:

Art	Jahresmitteltemperatur in C°	jährliche Niederschlagsmenge in mm
Buthus gibbosus	13,9	1135
Euscorpius italicus	14,3	573
P. crassicauda u. *S. maurus fuscus*	17,4	537

Abb. 1. Die in der Türkei vorkommenden Skorpionarten und ihre Verbreitung in den türkischen Provinzen (als Fundorte sind die gleichnamigen Provinzhauptstädte vorgetragen)

Im folgenden werden noch einige Erfahrungen über Vorbeugungs- und Abwehrmaßnahmen gegen Skorpionsstiche sowie der nicht allgemein bekannte Vorgang bei der Kopulation der Skorpione mitgeteilt.

Die Geschlechter kommen nur während der Kopulationszeit, die in die Sommermonate fällt, zusammen. Dem Befruchtungsakt geht ein langes Vorspiel voraus. Das Männchen hält dabei seine Spermatophore zwischen den Scheren fest. Sobald das Weibchen, gleichsam erstaunt, bewegungslos stehenbleibt, springt das Männchen blitzartig vor und legt die Spermatophore in die weiblichen Geschlechtsorgane. Daraufhin versucht das Männchen so rasch als möglich zu entkommen. Gelingt ihm das nicht, so wird es vom Weibchen gefangen und getötet. Die meisten Skorpione sind ovovivipar, das Weibchen legt etwa 60 Eier ab. Die Jungen werden in den ersten Tagen von dem Muttertier auf dem Rücken getragen.

An bewölkten und regnerischen Tagen haben manche Arten wie *Eus carpathicus, Eus. caucasicus, Buthus caucasicus* und *Isometrus maculatus* u. a. die Gewohnheit, in Häuser einzudringen, wobei sie die Fähigkeit besitzen, Wände zu erklettern. Alte Häuser und besonders Holzhäuser werden dabei bevorzugt, während sie in neugebaute, luftige und sonnige Steinhäuser selten eindringen. Menschen und größere Tiere greift ein Skorpion nie an, wohl aber wehrt er sich in Bedrängnis und sticht zu. Die Skorpione halten sich in

Abb. 2. Buthus gibbosus Brulle

Abb. 3. Prionurus crassicauda Ol.

den Wohnungen tagsüber in verschiedenen dunklen Schlupfwinkeln auf, so vor allem in Schuhen, Kleidungsstücken und Bettzeug, weshalb entsprechende Vorsichtsmaßnahmen ratsam sind.

In den südöstlichen Provinzen, in denen die *Prionurus-* und *Scorpio-*Arten vorkommen, wurden seinerzeit vom Staate für das Fangen und Abliefern von Skorpionen Prämien ausgesetzt. Die Bevölkerung sammelte diese in den Sommermonaten bei Nacht und lieferte sie bei den Kommunalbehörden ab. Damit wurden in den letzten Jahren die Skorpione in den südöstlichen Provinzstädten nahezu ausgerottet.

Die Wirkung eines Skorpionstiches ist je nach Skorpionart verschieden. Der Inhalt der Giftdrüsen und damit die Giftmenge ist von ihrer Größe abhängig. Er beträgt beispielsweise für *Buthus tamulus* 5,2 mg (K. S. Mekaskar u. G. F. Canis). Die Hälfte des Inhaltes der Giftdrüsen von *B. occitanus* tötet eine Maus, die dreifache Menge des Inhalts 1 Meerschweinchen, während die entsprechenden Werte für *B. australis* für Mäuse bei $^1/_{40}$ und für Meerschweinchen bei $^1/_8$ der Giftmenge liegen (Sergent, Etienne). Spinnen, Heuschrekken, Grillen, Coleopteren werden auf den Skorpionstich hin sofort getötet, während andere Arthropoden wie Scolopentriden und manche Nachtfalter erst nach Tagen zugrunde gehen. Für fast alle Vögel, besonders Tauben und Sperlinge, ist der Stich tödlich. Frösche und Fische sind widerstandsfähiger als andere Tiere. Säugetiere und Menschen sind im allgemeinen für Skorpiongift vergleichsweise recht empfindlich, nur Igel sind dafür nahezu immun.

Das Skorpiongift wird als das gefährlichste von den tierischen Giften angesehen. Nach seiner chemischen Beschaffenheit enthält es Hyocian oder Karbilamin, das die roten Blutkörperchen zersetzt. Getrocknetes Skorpiongift in Pulverform hat eine niespulverartige Wirkung. Für letztere liegt bei Einführung in die Blutbahn die letale Dosis für ein Meerschweinchen bei $^1/_{1000}$ mg und für einen mittelgroßen Hund bei $^1/_{100}$ mg.

Die Wirkung des Skorpionstiches von den in wärmeren Gebieten vorkommenden größeren Arten unterscheidet sich erheblich gegenüber den in kühleren Klimagebieten lebenden kleineren Skorpionarten. Die Stiche der *Euscorpius*-Arten haben bei Erwachsenen etwa die Wirkung eines Bienenstiches, wogegen das Gift der *Prionurus*- und *Buthus*-Arten sich im Gesamtorganismus bemerkbar macht und ähnliche Erscheinungen wie bei Strichninvergiftungen hervorruft. Regelmäßige Folgen von Skorpionstichen beim Menschen sind: Schwellung, Entzündung, Rötung an den Stichstellen, später Eiterbildung mit Fieber. Als weitere Begleiterscheinungen können auftreten: Blutvergiftung, steigender Blutdruck, verlangsamte Herztätigkeit, Krampferscheinungen, Schwindel, Ohnmacht, Sprach- und Atemschwierigkeiten, Erbrechen, Lymphagiose, unregelmäßige Darmkontraktion, Steigerung der Nierentätigkeit. Schließlich kann durch Lähmung der zentralen Nerven- und Atmungsorgane in 24 Stunden der Tod eintreten. Der Wirkungsgrad des Giftes hängt weitgehend von der betroffenen Stelle ab, besonders gefährlich sind Stiche in Herz- und Kopfnähe oder wenn das Gift direkt in die Blutbahn kommt.

Abb. 4. Scorpio maurus fuscus H. et E.

Abb. 5. Euscorpius italicus Awh.

Als erste Hilfe gegen Skorpionstiche empfiehlt sich, die Stichstelle sofort mit einem in den Mund genommenen halben Schluck Bier, Milch oder Öl auszusaugen, dann auszuspucken und den Vorgang mehrmals zu wiederholen. Dann die Stelle mit einer scharfen Messerspitze oberflächlich aufschneiden, die Wunde ausdrücken und ausbluten lassen. Anschließend sind feuchte Umschläge mit Salmiak oder mit einer in Wasser im Verhältnis 1 : 60 verdünnten Lösung von Chlorcalcium zu empfehlen, desgleichen auch feuchte Umschläge mit einer 1 : 1000 verdünnten Lösung von Kaliumpermanganat, 4–6mal täglich, wobei jedesmal 1/2 ccm an der gestochenen Stelle in die Haut eingespritzt werden kann. Das Einspritzen dieser Lösung oder eines Skorpionserums muß von einem Arzt durchgeführt werden.

Gegen den in Südeuropa vorkommenden *Scorpio europaeus*, dessen Stich

in der Wirkung etwa dem einer Biene gleichkommt, verwenden die französischen Bauern ein selbst angefertigtes Hausmittel: einige Skorpione werden dazu mehrere Monate in Olivenöl gelegt und die Stichstelle mit dem vorbereiteten Öl eingerieben. Ähnlich zubereitete Skorpionöle werden auch von den Malaien verwendet. Da sie beobachteten, daß die Skorpione gegen Stiche ihrer eigenen oder einer anderen Art immun sind, glauben sie auch, daß die Skorpione gegen ihr eigenes Gift eine wirksame Substanz besitzen. Sie fangen daher nach dem Stich eines Skorpiones andere, lebende Skorpione, reißen ihren Kopf und die letzten Abdomenalsegmente mit den Giftdrüsen ab und verzehren die übrigen Teile (Gyon, 1867). Dieser Volksglaube scheint jedoch nur für die in den Tropengebieten vorkommenden Arten *B. afer, B. australis* (12,5 cm lange Arten) und *S. rosselli* (16 cm Länge) einige Berechtigung zu besitzen. Bei dem 8–9 cm langen *B. occitanus* dürften die Dinge anders liegen, da letzterer von seiner oder einer anderen Art gestochen sofort zugrunde geht (Fenzner).

Da Skorpione senkrechte, glatte Gegenstände nicht erklettern können, empfiehlt es sich, Bettstellen mit glatten Füßen zu verwenden, wobei darauf zu achten ist, daß die Bettdecken nachts nicht auf den Boden herunterhängen und man vorher sich stets überzeugt, ob sich zwischen dem Bettzeug keine Skorpione befinden. Die Landbevölkerung in der Türkei legt unter ihre Betten aus Ziegenhaaren angefertigte Kilims (eine Teppichart), da nach ihren Beobachtungen die Skorpione diese Teppiche wegen ihrer steifen borstigen Haare meiden.

Zusammenfassung

Es wird über die in der Türkei vorkommenden Skorpione und die regionale Verteilung der Arten berichtet. Weiterhin werden Erfahrungen über Vorbeugungs- und Abwehrmaßnahmen gegen Skorpionstiche sowie einige Beobachtungen über die Bionomie der Skorpione mitgeteilt.

Summary

This work is dealing with several scorpions and their distribution in Turkey. In the second part the author informs on experiences about prophylaxis and defenses against stings of scorpions and some observations of the bionomics.

Populationsanalyse bei Schadinsekten

Von Ernst Janisch[1]

Populationsanalysen dienen zur Ermittlung und Kennzeichnung der physiologischen Konstitution und Krankheitsdisposition von Insektenpopulationen und stellen das Vorhandensein von akuten und latenten Krankheitskeimen fest. Die Populationsanalyse bemüht sich also hauptsächlich um die Erfassung der sogenannten „inneren Faktoren" bei der Ökologie und Epidemiologie von Insekten.

Jede geschlossene Population ist ein Kollektiv, das aus Individuen besteht, die von sich aus nicht gleichwertig sind. Die physiologisch besten Individuen reagieren anders als die schlechteren und schlechtesten, z. B. häuten sich die besten zuerst, und die schlechtesten sterben als erste. Eine Gleichzeitigkeit gibt es nur bei Populationen besten Gesundheitszustandes und ist äußerst selten, wenn es sich nicht um die letzten Überlebenden handelt. Ordnet man die Tiere nach ihrer Reaktion, so ergibt sich eine Individualitätsreihe, deren Leistungen von einer besten zu einer mehr und mehr sich verschlechternden hin gerichtet sind („gerichtete Variabilität" nach Janisch). Bei Anfall von Toten ändert sich die Zusammensetzung ständig, so daß die jeweils Überlebenden als neues Kollektiv anders reagieren als das alte. Durch große Sterblichkeit findet eine Ausmerze der Schwachen statt, bei geringer Sterblichkeit aber überleben auch sie und übertragen ihre Veranlagung (und als Krankheitsträger auch die Keime) auf die nächste Generation, die damit physiologisch verschlechtert wird. Je besser der Gesundheitszustand einer Population, desto gleichmäßiger ist auch die Reaktion der Individuen. Umgekehrt ist dann wieder aus der Art der Reaktion der Gesundheitszustand der Population abzuleiten, und das ist der Sinn der Populationsanalyse.

In der allgemeinen Biologie hat sie besondere Bedeutung bei allen Untersuchungen, die mit Populationen arbeiten, aber auch dann, wenn einzelne Individuen oder Gruppen für Versuchszwecke willkürlich herausgegriffen werden, die sich dann bei Wiederholungen oder Parallelversuchen durchaus anders verhalten können und so zu nicht vergleichsfähigen Ergebnissen führen. Ihre Sicherung mit variationsstatistischen Verfahren ist dann oft nicht mehr möglich oder führt zu einer Breite, die letzten Endes nichts mehr aussagt. Das gilt insbesondere für alle physiologischen Untersuchungen. So fordert z. B. die Biomathematik für die mathematische Erfassung von Lebensvorgängen unbedingt biologisch exakt vergleichbare Daten, die an unkontrollierten Versuchsobjekten nicht ohne weiteres gegeben sind.

In der angewandten Entomologie geben populationsanalytische Untersuchungen Einblicke in die Dynamik des Massenwechsels von Schadinsekten und können bei der Kennzeichnung der einzelnen Phasen wertvolle Hilfe

[1] Auf der Grundlage einer Gemeinschaftsarbeit mit meinen früheren Mitarbeiterinnen Dr. S. Roegner-Aust (jetzt Riedmüller, München) und Dr. G. Wundrig, Berlin.

Der Deutschen Forschungsgemeinschaft möchte ich auch an dieser Stelle meinen verbindlichen Dank aussprechen für die vielseitige und großzügige Unterstützung meiner Arbeiten.

leisten. Die populationsanalytische Prüfung ergänzt durch die Diagnose des allgemeinen Gesundheitszustandes die zahlenmäßigen Feststellungen über die Befallsdichte im Walde und trägt damit zu der Prognose der zu erwartenden Schäden bei. Darüber hinaus sichert die Populationsanalyse der Versuchstiere auch den Testversuch mit Bekämpfungsmitteln und seine Kontrollen und vermindert dadurch die Fehlerquellen.

Die zahlenmäßige Feststellung der vorhandenen Schadinsekten und die Ermittlung ihrer Vermehrungspotenz und Parasitierung ist nicht immer ausreichend für eine sichere Prognose, denn es wird oft genug beobachtet, daß trotz bedrohlicher Mengen ernsthafte Schäden nicht eintreten. Ein Beispiel: Bei der üblichen Puppensuche wurden je qm Bodenfläche 5,5 Puppen des Kiefernspanners gefunden. Die kritische Zahl von 6 Puppen je qm war also fast erreicht. Im nächsten Jahr waren es 40 Puppen je qm. Im folgenden Jahr sank die Zahl jedoch trotz ungenügender Parasitierung wieder auf 4,7 je qm, ohne daß Bekämpfungsmaßnahmen durchgeführt wurden. Im Nachbargebiet lagen die Zahlen bei 3,5 und 15 und 4,2 Puppen je qm (Janisch 1938). Auch bei der Nonne zeigen Probezählungen selbst in benachbarten Beständen manchmal sehr wechselnde Verhältnisse. An Probestämmen wurden bei gleicher Arbeitsweise in 3 Jagen des gleichen Bestandes in 2 aufeinander folgenden Jahren ermittelt:
a. 4672 —→ 3668; b. 5045 —→ 260; c. 429 —→ 5257 Eier je Stamm.
In a. blieb die Zahl der Eier ungefähr gleich, in b. fiel sie beträchtlich, in c. erreichte sie ein bedrohliches Ausmaß, wenn man 3000 Raupen je Stamm als bestandsgefährdend ansieht. In keinem Falle war bekämpft worden. Auch die Eier selbst zeigen oft sehr unterschiedliche Verhältnisse. Wir erhielten aus Eigelegen in 2 aufeinander folgenden Jahren der gleichen Örtlichkeit unter optimalen Zuchtbedingungen:
a. 55,1 —→ 69,1; b. 20,3 —→ 91,2; c. 2,4 —→ 75,5 % Falter je Zucht.
D. h. im 1. Falle stieg die Falterzahl nur wenig, in den beiden übrigen beträchtlich bei unterschiedlichen Mengen in beiden Jahren. Auch der Krankheitsbefall ist wechselnd, z. B. fanden wir bei Freilandgelegen der Nonne aus benachbarten Beständen in den beiden Folgejahren:
a. 82 —→ 4,4; b. 30,3 —→ 14,4 % Polyedrie je Zucht,
d. h. 1. einen unterschiedlichen Polyederbefall und 2. ein verschieden starkes Absinken der Krankheit. Dicht beieinanderliegende Jagen sind vielfach nahezu gleichartig. Z. B. ergab sich für Freilandgelege der Nonne bei optimaler Zucht:
Sterblichkeit: 22 und 24 %; 21 und 22 %,
davon Polyedrie: 5,8 und 5,2 %; 3,4 und 6,7 %.
Manchmal ist das aber auch nicht der Fall:
Sterblichkeit: 25 und 48 %; 28 und 69 %,
davon Polyedrie: 4,4 und 20,4 %; 4,3 und 35,2 %.
Es sind also für den Massenwechsel zwei Gesichtspunkte maßgebend:
1. die Zahl der vorhandenen Schadinsekten,
2. ihr Gesundheitszustand.
Wegen der biologischen und bevölkerungswissenschaftlichen Zusammenhänge und der Beziehungen zum Forstschutz sei auf Escherich, Zwölfer, Wellenstein, Schwerdtfeger verwiesen.

Hier soll zusammenfassend über die Populationsanalyse zur Kennzeichnung des Gesundheitszustandes einer gegebenen Insektenpopulation berichtet werden. Die Methode wurde in vieljährigen Untersuchungen an der

Nonne entwickelt und im Freiland vergleichend nachgeprüft. Es soll deshalb hier nur von der Nonne als Musterbeispiel die Rede sein.

Für solche populationsanalytischen Untersuchungen ist die Nonne ein sehr günstiges Objekt. Der Individualzyklus beginnt im Versuch mit dem überwinternden Ei und geht ohne Diapause und ohne Wechsel des Milieus bis zum Faltertod. Sämtliche Stadien leben frei. Die Eier überwintern im Walde in Diapause unter Borkenschuppen und können dort schon im Winter entnommen werden. Für größere Eimengen oder bei geringer Falterzahl fängt man Weibchen im Freiland in sterile Gefäße, die mit einer doppelten Lage von Drahtgaze ausgekleidet sind. Hier werden die Eier an die Drahtgaze abgelegt, können leicht abgenommen und im Kühlraum bei etwa 2^0 überwintert werden. Im Frühjahr oder schon im Februar setzt man in einem temperaturkonstanten Raum von 21–22^0 (siehe Janisch 1941) die verschiedenen Eigelege in Zuchtgefäßen nach Zwölfer (1933) oder nach Janisch (1933) bei hoher Luftfeuchtigkeit zum Schlüpfen an und kann die Raupen mit geschälten Eicheln (Quercus robur) als konstant günstigstem Winterfutter aufziehen. Gesunde Raupen entwickeln sich unter diesen optimalen, stets gleichbleibenden Verhältnissen in der kürzest möglichen Zeit 100 % bis zum Falter. Jede Abweichung von diesem Standard ist dann auf den Krankheitszustand der Tiere zurückzuführen und ist Grundlage für die Analyse. Protokolliert werden täglich die Häutungen und die Zahl der Toten. Die Prüfung ist abgeschlossen, bevor die jungen Nonnenraupen im Walde schlüpfen, so daß die Ergebnisse noch in die Prognose parallel zu den mengenmäßigen und biologischen Feststellungen eingeschaltet werden können.

Die Toten werden einzeln nach Art und Stärke des Befalls mit Bakterien und Polyedern mikroskopisch untersucht. Einzelheiten über die Methodik beim Totenfall hat bereits Roegner-Aust (1950) mitgeteilt und über die graphische Darstellung als Absterbefolge und Absterbeordnung berichtet. Noch unveröffentlicht blieb das Verhalten der Überlebenden nach Häutungsfolge und Häutungsordnung (Wundrig) und der Vergleich der Einzelerscheinungen in einem Gesamtbild der Populationsanalyse.

Der Befall mit Krankheitskeimen und der Infektionsweg mußten allerdings erst eingehend geprüft werden (Janisch 1942, Janisch und Roegner-Aust 1943, Roegner-Aust 1947, 1950). Wir konnten nachweisen, daß sowohl das Polyedervirus wie auch die Schlaffsuchtbakterien die Eier bereits bei ihrer Bildung im Ovarium infizieren. Die Polyederkrankheit, die meist die Hauptursache für den Zusammenbruch einer Kalamität ist und auf die deshalb in der Praxis so große Hoffnung gesetzt wird, war bis in die jüngste Zeit in ihrer Ätiologie umstritten (vgl. Janisch 1958). Heute ist gesichert, daß es sich um ein hochmolekulares Virus mit einem Molekulargewicht der Größenordnung $2 \cdot 10^9$ handelt, das in das kristalloide, niedrigmolekulare Polyederprotein eingeschlossen ist. Nach Auflösung der Polyeder in der Puppenlymphe geht das Virus unmittelbar in die Ovarialendzellen und damit in die Eier über. Das Vorhandensein solcher latenter Infektionen ist in neuester Zeit von mehreren Autoren an verschiedenen Insektengattungen bestätigt worden (vgl. Krieg 1956, 1957; Martignoni 1957).

Für die Populationsanalyse liegen somit klare Verhältnisse vor. Sowohl Polyedervirus wie Schlaffsuchtbakterien sind schon in den Eiern enthalten und bestimmen zusammen mit der allgemeinen physiologischen Konstitution den Gesundheitszustand der Population. Selbstverständlich handelt es sich lediglich um den von Natur aus gegebenen, ursprünglichen Gesundheits-

zustand der Eigelege, der sich aber dann bei der Raupenentwicklung auswirken muß. Natürlich können im Freiland dann weitere dezimierende Faktoren biotischer und abiotischer Art hinzutreten. Sekundärinfektionen mit Krankheitserregern durch Fraß verschmierten Futters sind bei großer Populationsdichte durchaus möglich, aber meist nicht entscheidend für die Gesamtheit der Schädlinge. Von sonstigen oft genannten biotischen Faktoren sind Räuber(z. B. Vögel, Raubinsekten) allerdings in der Regel nicht zahlreich genug, um Massenvermehrungen zu verhindern. Die bei uns in Frage kommenden Ameisen, die von manchen Autoren stark in den Vordergrund gestellt werden, sind doch wohl nicht eigentlich Räuber, sondern Sammler (auch von toten Insekten und Insektenteilen) und töten in der Regel nur in wirklicher oder vermeintlicher Notwehr. Von Parasiten kommt bei der Nonne praktisch nur die Taschinenfliege *(Parasetigena segregata)* in Betracht, meist aber auch nur gegen Ende einer Massenvermehrung. Die zeitweise oder örtliche Bedeutung dieser biotischen Faktoren soll damit keineswegs bestritten werden. Von anderen Autoren werden sie sogar weit mehr betont.

Auch über den Einfluß der Witterungsbedingungen im einzelnen sind die Meinungen noch geteilt und nur in großen Linien angeglichen. Trotzdem mag es erlaubt sein, eigene Feststellungen über die Ertragensbreite von Temperatur und Luftfeuchtigkeit anzuführen. Für Nonnenraupen I ist nach Janisch (1938) die Ertragensbreite

für 30 % Sterblichkeit:

10°	nur in 90 % r.F.	42 % r.F.	nur 21,5°
14°	72–100 % r.F.	50 % r.F.	19–24°
21,5°	42–100 % r.F.	70 % r.F.	14,5–28,5°
29°	74–100 % r.F.	90 % r.F.	11,5–31,5°

für 90 % Sterblichkeit:

9°	84– 94 % r.F.	0 % r.F.	20–24°
14°	34–100 % r.F.	30 % r.F.	14,5–29,5°
21,5°	0–100 % r.F.	50 % r.F.	12–31°
29°	25–100 % r.F.	90 % r.F.	9–33°

Danach wären Nonnenraupen als Feuchttiere anzusehen, nur ist die Ertragensbreite gegen Trockenheit in optimalen Temperaturen recht groß, so daß z. B. der Eindruck entstehen kann, ein trocken-warmer Frühling wäre entscheidend für das Überleben der Raupen. Maßgebend ist aber hier doch mehr die Temperatur. Dafür sprechen auch folgende Beobachtungen: 1. In einer Kieferndickung entwickelten sich in einem feucht-warmen Mai fast sämtliche Eiraupen bis in das II. Stadium, starben dann aber schlagartig bei einsetzender Trockenheit fast restlos. 2. In einem Klimaraum von 21,5° und 55 % r.F. starben in offenen Schalen von 2230 Nonnenraupen I 98 % in 9 Tagen, über Wasser gehalten von 4730 Raupen trotz starker Übervölkerung nur 5 % in 11 Tagen. 3. Unter den natürlichen Bedingungen eines Freiland-Insektariums (April/Mai) blieben Nonnenraupen I 13 Tage ohne Futter (entsprechend dem Austreiben der Kiefer). Nach Futterzugabe starben unter Freiland-Bedingungen sämtliche Raupen ohne Häutung, über Wasser gehalten nur 32 %. Auch Kruel (1951) stellt die hohen Feuchtigkeitsansprüche der Nonnenraupe in Beziehung zu dem Mikroklima der Befallszentren. Damit ist gezeigt, daß Trockenheit (etwa 50 % r.F.) in der Jugend besonders zusammen mit Hunger (in Kiefernwäldern häufig) einen bedeutenden Schadfaktor darstellt, der die Entwicklung im Rahmen des Massenwechsels erheblich beeinflußt, und das um so mehr, je stärker geschwächt die Populationen

schon von vorneherein durch Konstitution und Krankheiten sind. Schon ein kurzfristiger schwerer Schaden in der frühesten Jugend hat beachtliche Auswirkungen nicht nur auf die Sterblichkeit, sondern auch auf die Überlebenden bis in die nächste Generation hinein. Ein Modellversuch an der Bettwanze *Cimex lectularius* mag das zeigen (JANISCH 1933). Parallel wurden in 27°, 75 % r. F. angesetzt: 1. Eier normal, 2. Eier, die 24 Stunden 40° ausgesetzt waren:

Vorimaginale Sterblichkeit steigt	von	0	auf 70 %
Verzögerung der 5. Häutung steigt	von	25	auf 32 Tage
Lebensdauer der Weibchen fällt im Mittel	von	112	auf 74 Tage
Eizahl je Weibchen fällt im Mittel	von	293	auf 28 Stück
Sterblichkeit der Eier steigt im Mittel	von	8,6	auf 15 %

Diese Hinweise wurden vorangestellt, um zu zeigen, wie kompliziert die Zusammenhänge besonders unter Freilandbedingungen sein können. In solche wechselnde Umwelt mit allen biotischen und abiotischen Faktoren sind die jungen Raupen hineingesetzt, sie können aber nur so reagieren, wie ihre Konstitution es zuläßt. Die Kenntnis von dem natürlich gegebenen Gesundheitszustand gibt dann Hinweise auf die Entwicklungsmöglichkeiten des Massenwechsels, wenn auch Zahl und Wertigkeit der Schadinsekten und die laufende Beobachtung in der forstlichen Praxis den Hauptteil der Prognose ausmachen mögen. Andererseits wird eine Population um so mehr und eher den Schadfaktoren der Umwelt erliegen, je kränker sie von sich aus ist. Und das zu wissen, kann die Prognose wesentlich unterstützen. Da die populationsanalytische Prüfung unter optimalen Bedingungen vorgenommen wird, kann die Reaktion auf die stets schlechteren Verhältnisse im Freiland auf keinen Fall besser sein. D. h. eine Population, von der bei der Prüfung z. B. 80 % sterben, wird im Freiland mindestens den gleichen Ausfall haben, wahrscheinlich mehr. Damit erhält die in der forstlichen Praxis so oft gehegte Hoffnung, daß vielleicht die „Natur sich selbst hilft", eine gesicherte Unterlage. Nur bei schwer kranken Populationen kann man solche Erwartungen haben, bei einigermaßen gesunden Populationen jedoch, und selbst bei kränklichen, sollten stets Bekämpfungsmaßnahmen vorbereitet werden.

Wie schon einleitend bemerkt, ist eine Population aus Individuen zusammengesetzt, die in ihrem physiologischen Verhalten nicht gleichwertig sind. Dazu ein Beispiel: Es sterben nach MAYER (1940) Nonnenraupen V im Hunger unter sonst optimalen Bedingungen

gehäutet am 8. 7. nach 4–7 Tagen
gehäutet am 9. 7. nach 3–5 Tagen
gehäutet am 10. 7. nach 2–4 Tagen.

Es liegt also eine echte allobiotische Konstitutionsverschiedenheit vor, die bei der normalen Entwicklung zu Häutungs- und Absterbefolgen in Form von S-förmigen Kurven führt, deren Steilheitsgrad von der vitalen Leistungsfähigkeit der Population abhängt. Krankheiten wie z. B. die Polyedrie verzögern die Häutung und beschleunigen das Absterben um so mehr, je schwächer die Population physiologisch (als Kollektiv) ist. Wie die individuellen Unterschiede zustandekommen, ist im einzelnen noch offen und muß im Rahmen des allgemeinen Individualitätsproblems untersucht werden.

Aus unseren vielfältigen populationsanalytischen Untersuchungen an zahlreichen Nonnenherkünften seien insbesondere 5 Beispiele herausgenommen, die das Wesen der Populationsanalyse deutlich machen:

A: „gesund", latent mit Polyedervirus und Schlaffsuchtbakterien infiziert
B: kränklich
C: krank
D: sehr krank
E: schwer krank.

Die in den Abbildungen und Tabellen durch A–E gekennzeichneten Populationen sind immer dieselben, bei anderen Beispielen wurden kleine Buchstaben benutzt. Die Prozente sind auf die geschlüpften Raupen I berechnet, bei den Totenanteilen auf die Zahl der Toten. Unter „Raupe V" wurden auch die höheren Stadien eingeschlossen, da sie nicht mehr sicher zu unterscheiden sind.

Tabelle 1

Die prozentuale und zeitliche Verteilung der Todesursachen und die Stadiensterblichkeit bei verschiedenen Nonnenherkünften

Gesundheitszustand:		A „gesund"	B kränklich	C krank	D sehr krank	E_1 schwer krank	E_2 im Vorjahre begiftet
% Sterblichkeit		8,8	44,9	79,7	97,6	98,2	86,2
Maximum der Tagesrate	Tag Stadium	kein	38. IV V	41. III IV V	23. I II	23. I II	45. IV V
% tot durch	Schwäche	0	1,1	0	0	38	32
	Bakterien	6,3	13,5	11,9	15,6	11	14
	Polyeder	2,5	30,3	67,8	82	49,2	20
	Misch-infektion	7,6	25,9	40,8	55,5	—	—
Sterbezeit in Tagen	Schwäche	—	—	—	—	6—28	6—37
	Bakterien	4—47	2—50	2—56	2—30	7—38	7—65
	Polyeder	94—98	28—80	9—65	10—72	10—73	27—79
	Misch-infektion	4—98	10—69	2—60	11—59	—	—
% Sterblichkeit als	Rp. I	4	8	14	32	54	40
	Rp. II	1	2	6	13	18	4
	Rp. III	0	2	4	17	16	6
	Rp. IV	0	11	12	14	6	8
	Rp. V	4	22	44	22	4	30

Tab. 1 zeigt eine erheblich steigende Sterblichkeit von A bis E. Ein Maximum der Tagesrate an Toten ist bei der gesunden Population A wegen der geringen Sterblichkeit nicht vorhanden, bei B und C liegt der größte Totenfall in den älteren Raupenstadien, greift bei C aber schon nach III über und verlagert sich bei D und E in das I. und II. Stadium. Entsprechend liegt der Tag des Maximums bei B und C spät, bei D und E früh. Auffallend ist der geringe Anfall an Schwächetoten in A–D und erhärtet die in neuerer Zeit immer mehr vertretene Auffassung, daß als populationsdynamischer Faktor in der Hauptsache Infektionskrankheiten, vielfach in latenter Form, in Frage kommen, von denen viele bisher noch unbekannt waren (Martignoni 1957). Nur bei der schwer kranken Population E treten Schwächetote zahlreicher auf, jedoch ist die Todesursache bei Raupen I nicht immer sicher zu ermitteln. Bei den übrigen Populationen steigt die Zahl der Toten an Bakteriosen, Polyedrie und Mischinfektionen mit dem

schlechteren Gesundheitszustand. Die Sterbezeit liegt für Bakteriosen stets am Anfang. An Polyedrie sterben die Tiere in ziemlich gesunden Populationen erst spät auf hohem Raupenstadium, bei der kränklichen Population B früher und bei C–E schon sehr früh. Der Abschnitt Stadiensterblichkeit zeigt deutlich die stetige Verschiebung der Sterblichkeit auf ein früheres Stadium. Auf die Spalte „E begiftet" soll erst später eingegangen werden.

Tabelle 2

Die Häutungsbreite in Tagen bei verschiedenen Nonnenherkünften

Herkunft	A „gesund"	B kränklich	C krank	D sehr krank	E schwer krank
1. Häutung	16—33	16—30	16—48	16—50	16—39
Breite	17	14	32	34	23
% Rp. II	97	93	86	70	45
2. Häutung	22—42	22—42	22—54	22—54	22—42
Breite	20	20	32	32	20
% Rp. III	96	91	80	57	28
3. Häutung	27—63	27—56	27—55	28—58	28—46
Breite	36	29	28	30	18
% Rp. IV	96	88	75	40	12
4. Häutung	33—76	33—73	33—56	34—68	35—49
Breite	43	40	23	34	14
% Rp. V	95	76	65	26	10
Verpuppung	45—115	45—85	45—73	46—60	48—65
Breite	70	40	28	14	17
% Puppen	91	52	20	2,4	1,8

Das Verhalten der Überlebenden ist an der Häutungsbreite in Tab. 2 dargestellt. Hier zeigt sich bei allen Häutungen die Erscheinung der „gerichteten Variabilität" von einem Höchstleistungswert zu geringeren Leistungen. Die physiologisch besten Tiere häuten sich in allen Populationen gleichzeitig. Nur bei den sehr kranken Herkünften D und E treten auch bei

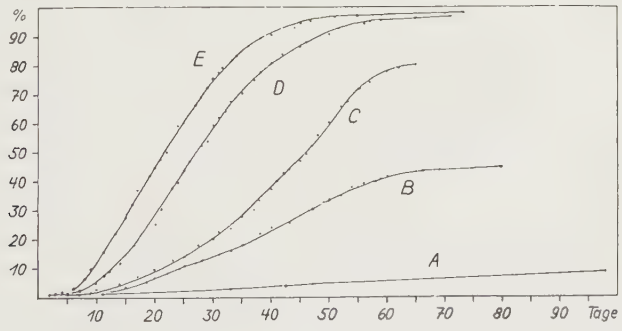

Abb. 1. Die Absterbefolge bei verschiedenen Nonnenherkünften (A—E)

den Frühhäutern in den höheren Stadien Verzögerungen auf, bei E noch mehr als bei D. Die kürzesten Zeiten sind als arteigene Werte anzusetzen, die nahezu unabhängig von dem Gesundheitszustand der Population sind.

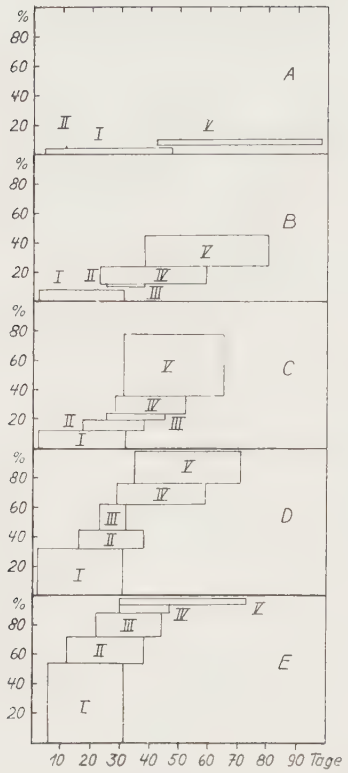

Abb. 2. Die Absterbeordnung bei verschiedenen Nonnenherkünften (A—E): % tote Raupen I—V und die Zeit ihres Absterbens in Tagen

Für biomathematische Formulierungen müssen sie deshalb als Standard gelten. Bei der Populationsanalyse können sie als absolute Vergleichszahlen herangezogen werden. Bei den übrigen Tieren tritt entsprechend ihrer individuellen Konstitution sukzessive eine Häutungsverzögerung ein, die bei der gesunden Population A die Variationsbreite kontinuierlich von Häutung zu Häutung vergrößert. Auch bei B ist das noch bis zur 4. Häutung der Fall. Bei den kranken Herkünften fallen die jeweils schwächsten Tiere durch Tod aus, so daß die Variationsbreite der Überlebenden wieder kleiner wird. Kontinuierlich wechseln dann erneut einsetzende Häutungsverzögerungen und wiederum auftretender Totenfall und bedingen eine Abhängigkeit der Häutungsbreite von der Zahl der Tiere, die das nächste Stadium erreichen.

Abb. 1 gibt die Absterbefolgen der 5 Populationen wieder, die immer steiler verlaufen, je schlechter der Gesundheitszustand ist. Umgekehrt ist bei der Analyse der Steilheitsgrad ein Kennzeichen des Gesundheitszustandes. Abb. 2 zeigt die zugehörigen Absterbeordnungen in % der Stadiensterblichkeit mit ihrer Sterbezeit. Der Anteil der höheren Stadien (als Raupe V eingezeichnet) steigt von A–C, fällt dann wieder bei der sehr kranken Herkunft D, die bereits einen größeren Anteil von toten Raupen I aufweist. Bei der schwer kranken Herkunft E ist der Anteil von Raupen I sehr groß, der Anteil der übrigen sinkt von Stadium zu Stadium.

In Abb. 3 ist der tägliche Totenfall durch Polyedrie bei mehreren Populationen dargestellt. Die Herkunft e hat eine Gesamtsterblichkeit von 69,3 %, davon 40 % im Stadium V mit einem steil ansteigenden Maximum der Polyedertoten am 49. Tag (Polyedertote aber auch schon vom 10. Tage an). Dieser Typ entspricht den allgemeinen Vorstellungen einer plötzlich ausbrechenden Polyederseuche, ist aber in dieser Form nicht allzu häufig. Viel häufiger sind flacher verlaufende Kurven für den täglichen Totenfall wie z. B. bei E_2 in Abb. 3. In ihrer Veröffentlichung 1950 hat Roegner-Aust mehrere derartige Typen mit allen Einzelheiten beschrieben und in die Absterbeordnungen eingereiht. Hier sei in Parallele zu der Herkunft e nur die sehr kranke Herkunft D gesetzt mit einer Gesamtsterblichkeit von 97,6 %, deren maximale Rate an Polyedertoten bereits am 23. Tage im Raupenstadium I und II liegt. Sie ist also wesentlich kränker als die Population e. Größere Sterblichkeit und Verlagerung der Sterblichkeit auf ein früheres Stadium sind also miteinander gekoppelt. Die Bakteriosen liegen auch hier meist am Anfang mit einem Maximum von 2,8 % Toten am 12. Tage für e,

von 4,1 % Toten am 17. Tage für D. In die Abb. 3 wurde ferner eingezeichnet der tägliche Totenfall durch Polyedrie bei der Herkunft E, und zwar E_1 unbegiftet und E_2 begiftet im Vorjahre. Es findet eine deutliche Auslese durch Begiftung statt, auf die aber erst später im Zusammenhang eingegangen werden soll.

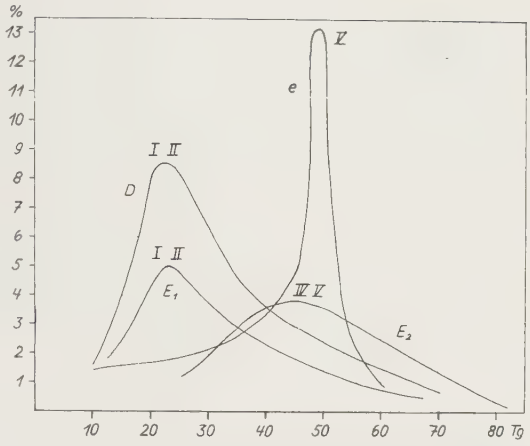

Abb. 3. Der tägliche Anfall von Polyedertoten in % bei verschiedenen Nonnenherkünften (e und D) und für E_1 unbegiftet, E_2 im Vorjahre begiftet. Maximum im Raupenstadium I—V

Die Häutungsfolgen für die gesunde Population A, die kränkliche B und die sehr kranke D sind in Abb. 4 dargestellt. Die Kurven für C liegen zwischen B und D, für E noch niedriger als für D. Sie haben aber entsprechend den gleichen Charakter. Die Endwerte sind aus Tab. 2 zu ersehen. Es ist deutlich eine starke Verflachung bei kranken Herkünften zu erkennen. In Abb. 5 wurden als Häutungsordnung die % Überlebenden zu der Variationsbreite (in Tagen) in Beziehung gesetzt, eine Art Darstellung, die ein anschauliches Bild über den Zustand der Überlebenden in den Populationen ergibt. Die relativ gesunde Herkunft A zeigt eine von Stadium zu Stadium steigende Variationsbreite, wie es bei Insekten im allgemeinen die Regel ist, wenngleich auch für eine wirklich gesunde Population die Steigerung hier zu groß ist. Die dichte Lagerung jedoch weist auf einen guten physiologischen Gesundheitszustand hin trotz latenter Infektion. Mit der Verschlechterung der Konstitution wird die Variationsbreite bei den jungen Stadien stark vergrößert, bei den älteren infolge des Ausfalls der Sterbenden beachtlich verkleinert (vgl. Janisch 1935). Bei der schwer kranken Herkunft E ist die Breite bei allen Stadien verhältnismäßig klein. Im ganzen lockert sich die Ordnung, die bei A noch sehr geschlossen ist, mit schlechterem Gesundheitszustand immer mehr auf, so daß charakteristische Bilder entstehen.

Aus dieser durch Absterbefolge und Absterbeordnung, Häutungsfolge und Häutungsordnung sowie durch die prozentuale und zeitliche Verteilung der Todesursachen gekennzeichneten Situation ergibt sich ein einheitliches Bild über den Gesundheitszustand der als Beispiel herangezogenen Nonnenpopulationen:

Herkunft A: Gesundheitszustand: gut, wenn auch latent infiziert. Geringe Sterblichkeit an Bakterien am Anfang, sehr wenige Polyederfälle am Ende der Entwicklung. An Bakteriosen sterben Raupen I, II, III, an Polyedrie Raupen V mit einer starken Verlängerung ihrer Lebensdauer. Sehr flacher Verlauf der Kurve für die Absterbefolge. Gesamtsterblichkeit 8,8 %. Die Kurven der Häutungsfolgen verlaufen steil und ergeben einen hohen Prozentsatz gehäuteter und verpuppter Raupen. Geschlossene Häutungsordnung mit stetig sich vergrößernder Variationsbreite der Stadien.

Herkunft B: Gesundheitszustand: kränklich. Die Bakteriosen liegen wieder am Anfang. Die Sterblichkeit steigt bis 44,9 % mit einem verhältnismäßig starken Anteil an polyedertoten Raupen V. Maximum der Polyedrie mit 5,6 % am 38. Tage im Raupenstadium IV und V. Die Kurve der Absterbefolge richtet sich auf. Häutungsfolgen etwas flacher, geringere Variationsbreite bei deutlich gelockerter Häutungsordnung der Altstadien.

Herkunft C: Gesundheitszustand: krank. Bakteriosen am Anfang, besonders bei Raupe I. Stärkerer Anstieg der Polyedrie, die besonders vom 38. Tage an wirksam wird und zu einer Gesamtsterblichkeit von 79,7 % führt. Polyedrie in allen Raupenstadien. Maximum der Polyedrie mit 5,2 % bei 41 Tagen, hauptsächlich im Stadium V, aber auch schon III und

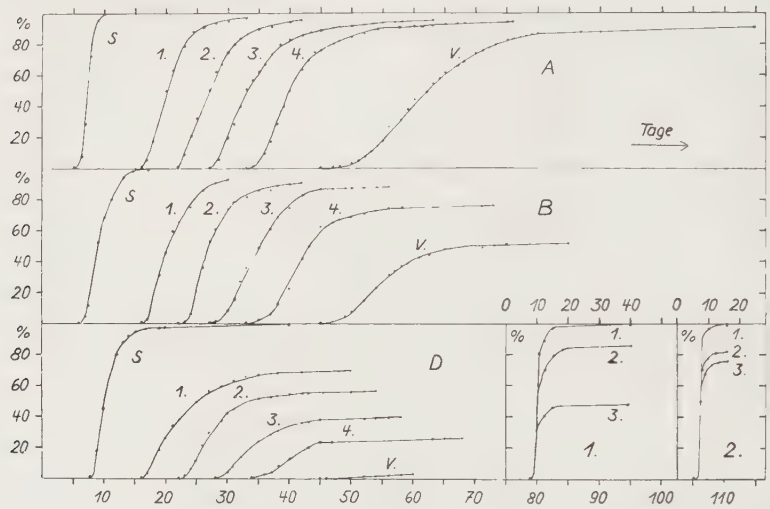

Abb. 4. Häutungsfolgen bei gesunden und kranken Nonnenraupen. S = Schlüpfen, 1.—4. Häutung, V = Verpuppung. Beifigur: Schlüpffolgen der Eier in aufeinander folgenden Jahren (vergl. Abb. 6)

IV. Die Kurve der Absterbefolge ist stärker aufgerichtet. Die Häutungsfolgen werden flacher. Ziemlich gleichbleibende Variationsbreite, starke Lockerung der Häutungsordnung bei der Verpuppung, leichte Lockerung auch schon bei den jüngeren Raupen.

Herkunft D: Gesundheitszustand: sehr krank. Bakteriosen am Anfang, etwas steigend, aber nicht anhaltend, mit einem Maximum von 3,8 % bei 18 Tagen im Raupenstadium I. Sehr frühes und starkes Ansteigen der Polyedersterblichkeit, die sich auf alle Stadien verteilt, stark schon bei Raupe I, mit einem Maximum von 8,6 % am 23. Tage in den Stadien I und II. Kurve der Absterbefolge steil. Gesamtsterblichkeit 97,6 %. Die Häutungsfolgen verlaufen sehr flach. Die Häutungsordung ist in allen Stadien stark gelockert mit einer gleichbleibenden, aber bei der Verpuppung stark verkleinerten Variationsbreite.

Herkunft E: Gesundheitszustand: schwer krank. Große Sterblichkeit als Raupe I an Schwäche und Polyedrie, geringer an Bakteriosen. Schwäche- und Bakterientote stets am Anfang. Maximum der Bakteriosen mit 3,3 % am 15. Tag, der Polyedrie mit 5,1 % am 23. Tag als Raupen I und II.

Nur wenige Raupen erreichen das Stadium IV und V. Kurve der Absterbefolge noch steiler aufgerichtet. Gesamtsterblichkeit 98,2 %. Häutungsfolgen sehr kurz und flach. Häutungsordnung stark aufgelockert und verschoben, Variationsbreite klein.

Nach Berücksichtigung der Ermittlungen über den zahlenmäßigen Schädlingsbefall ergibt sich bei bedrohlichen Mengen aus diesen populationsanalytischen Feststellungen für die forstliche Praxis:

Herkunft A: Waldbestand stark gefährdet.
Herkunft B: Waldbestand gefährdet.
Herkunft C: Waldbestand noch gefährdet, laufende Beobachtung.
Herkunft D: Waldbestand kaum gefährdet.
Herkunft E: Waldbestand nicht gefährdet.

Tab. 3 zeigt an einigen Beispielen den Einfluß äußerer Schadfaktoren auf die Sterblichkeit von gesunden und kranken Nonnenraupen. Zu den Verhältnissen in der freien Natur sind es natürlich nur Parallelen, sie geben aber Hinweise auf die möglichen Auswirkungen irgendwelcher natürlicher Schädigungen wie z. B. Hunger und Trockenheit. Andererseits sind auf diese Weise latente Infektionen leicht experimentell zu ermitteln. Es wurde schon vermerkt, daß die Population A unter guten Bedingungen ziemlich gesund erscheint, aber latent infiziert ist. Eine künstliche Überlagerung der Eier bis Juli im Kühlschrank verschlechtert den physiologischen Zustand derart, daß die latente Infektion zur Auswirkung kommt und das Bild völlig verändert. Die Sterblichkeit steigt von 8,8 auf 98 %, in der Hauptsache als Raupe I. In großem Ausmaß tritt der Tod neben Schwäche durch Bakteriosen (34,4 %) und Polyedrie (29,3 %) ein. Die Sterbezeit ist beträchtlich verkürzt. Da die Erscheinung in gleicher Weise Bakterien und Polyeder betrifft, können solche Beobachtungen nicht als Beweise für eine endogene Entstehung des Virus angesehen werden, vielmehr liegt eine schon vom Ei her vorhandene latente Infektion vor, die dann bei veränderten zellphysiologischen Verhältnissen akut wird (vgl. JANISCH 1958). Bei der kränklichen Herkunft B wirkt

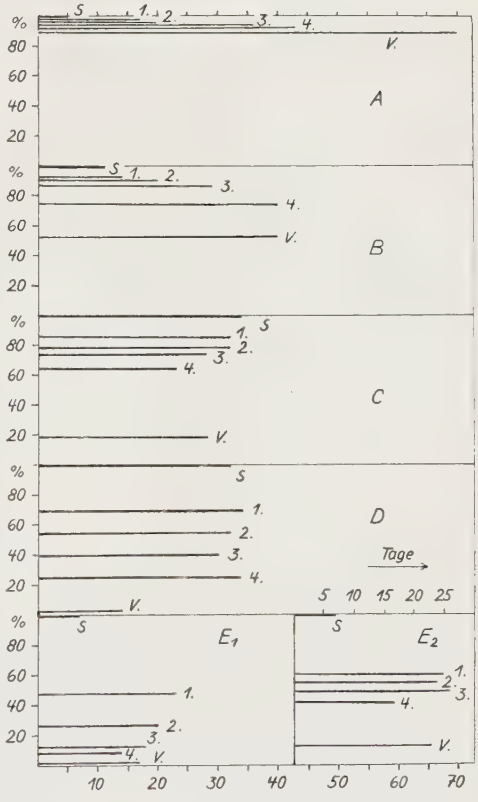

Abb. 5. Die Häutungsordnung bei verschiedenen Nonnenherkünften (A—E): % Überlebende und Variationsbreite der Häutungen in Tagen. S = Schlüpfen, 1.—4. Häutung. V = Verpuppung. Beifigur: Die Häutungsordnung für E_2 im Vorjahre begiftet

sich der Schlüpfmonat wohl kaum aus, wohl aber die schlechte Ernährung mit schnell welkenden Apfelblättern. Auch hier verschiebt sich die Sterblichkeit in das Raupenstadium I hauptsächlich als Schwäche und verringert dadurch den Anteil der Infektionskrankheiten. Die sehr kranke Herkunft D hat schon unter guten Bedingungen eine hohe Sterblichkeit, die sich auch bei Überlagerung der Eier nicht ändert. Aber es zeigt sich doch eine Wirkung dadurch, daß die Anteile der Todesursachen mehr auf Schwäche und beson-

Tabelle 3

Der Einfluß äußerer Schadfaktoren auf die Sterblichkeit von Nonnenraupen verschiedenen Gesundheitszustandes

Herkunft		A: „gesund" (latent infiziert)		B: kränklich		D: sehr krank		
Schlüpfmonat		Februar	Juli	Februar	Mai	Februar	Juli	Mai
Ernährung		gut		gut	schlecht	gut		schlecht
% Sterblichkeit		8,8	98,0	44,9	99,3	97,6	96,6	99,4
Sterbezeit in Tagen		4—98	4—22	2—80	4—43	2—71	3—62	2—56
% tot durch	Schwäche	0	34,3	1,1	78,4	0	11,1	69,0
	Bakterien	6,3	34,4	13,5	10,0	15,6	25,6	21,6
	Polyedrie	2,5	29,3	30,3	10,9	82,0	59,9	8,8
% Sterblichkeit als	Raupe I	3,7	91,9	7,8	90,4	31,9	35,1	93,6
	Raupe II	1,3	5,1	2,3	4,8	13,3	12,8	3,5
	Raupe III	0	1	2,2	3,7	16,4	9,4	1,7
	Raupe IV	0	0	11,3	0,2	14,1	15,4	0
	Raupe V	3,8	0	21,3	0,2	21,9	23,9	0,6

ders auf Bakteriosen verlagert werden. Stärker wirkt sich eine schlechte Ernährung aus, die den Totenanfall als Raupe I durch Schwäche beträchtlich erhöht (vgl. dazu die Feststellungen von Kovačević 1956 über den Nahrungseinfluß auf die Sterblichkeit von Schwammspinner-Raupen). Wie Tab. 3 deutlich macht, verschiebt sich das Bild also völlig. Noch deutlicher wird das Verhältnis, wenn man die Anteile auf die Toten bezieht:

D: Totenanteil bei Raupe I	Februar	Juli	Mai
Schwäche	0	32	74 %
Bakteriosen	37	44	22 %
Polyedrie	63	24	4 %.

Weitere Zahlen über die Anteile der Stadiensterblichkeit bei Roegner-Aust (1950).

Es werden solche Beeinflussungen auch sichtbar bei der Betrachtung gleicher Herkünfte in aufeinander folgenden Jahren, bei denen durch die verschieden hohe Sterblichkeit eine Auslese stattgefunden hat. 4 Herkünfte aus einem im Niedergang befindlichen Kalamitätsgebiet sind in Tab. 4 nach fallender Gesamtsterblichkeit im 1. Jahr (d. h. nach dem Gesundheitszustand) geordnet und zeigen im 2. Jahr einen dem Auslesungsgrad entsprechenden geringeren Totenfall. Je kleiner die Sterblichkeit im 1. Jahr ist, desto kleiner ist auch die Verringerung zum 2. Jahr hin. Der Anteil an Schwächetoten ist meist gering, dagegen verlagern sich die Totenanteile (berechnet auf die Zahl der Toten) in beiden Jahren auffällig bei allen Herkünften. Die Polyedrie sinkt in allen Fällen stark ab, dagegen erhöht sich der Anteil an Bakteriosen

erheblich, ebenso auch die Mischinfektionen. Der starke Ausfall durch Polyedrie im 1. Jahr vermindert offenbar die Anzahl der akuten Polyederträger, so daß nur mehr oder minder starke latente Infektionen übrig bleiben. Bei Bakteriosen liegen anscheinend andere Verhältnisse vor als dem Virus. Der Tod durch Bakterien tritt hauptsächlich in der Jugend ein und läßt weit mehr infizierte Raupen überleben, die dann ebenso wie die latent polyedrigen Tiere die Krankheit auf die nächste Generation übertragen, die Bakterien aber in verstärktem Maße. Nicht bekannt ist, ob ältere Raupen gegen Schlaffsucht-

Tabelle 4

Verschiebung der Totenanteile in 2 aufeinanderfolgenden Jahren des Massenwechsels der Nonne

Herkunft	Jahr	% Sterblichkeit	Verringerung um %	Totenanteile in % durch Schwäche	Bakterien	Polyedrie	Mischinfektionen
a	1.	97,6	73,1	0	16	84	56,8
	2.	24,5		3,5	78,6	17,9	70,4
b	1.	79,7	70,5	0	14,9	85,1	51,3
	2.	8,8		0	75	25	87,5
c	1.	66,7	41,0	10,8	23,5	65,7	36,2
	2.	25,7		5,6	77,8	16,6	72
d	1.	44,9	24,4	2,5	30	67,5	57,5
	2.	20,5		0	83,3	16,7	75

bakterien eine größere Widerstandskraft haben. Nach unseren vielfältigen populationsanalytischen Untersuchungen könnte man es fast annehmen, auch wenn Bakteriosen als Todesursache bei Raupen IV und V gelegentlich vorkommen. Es gibt auch Fälle, in denen die Bakteriosen gegenüber der Polyedrie stärker in den Vordergrund treten. Dafür ein Beispiel:

Sterblichkeit: I 6 %, II 4 %, III 8 %, IV 3 %, V 7 % = 27,7 %
Schwäche: 4,3 % 8.–12. Tag als Raupe I
Bakteriosen: 19,1 % 16.–73. Tag als Raupe I–V
Polyedrie: 4,3 % 51.–56. Tag als Raupe V
Maximum des Totenfalls mit 6,4 % als Raupe III am 44. Tag an Bakteriose.

Ebenfalls nicht genau bekannt ist, wieweit Polyedrie und Bakteriosen sich gegenseitig beeinflussen.

Die Verbesserung der Folgegeneration durch die natürliche Ausmerze der Schwerkranken im Vorjahre zeigt Abb. 6, in der (nach der Methode von Maercks 1934) die Zahl der an jedem Tage vorhandenen Raupen I, II, III, IV bei der Herkunft a (vgl. Tab. 4) dargestellt sind. Der Unterschied im Gesundheitszustand ist ohne weitere Worte zu erkennen. Der größere Abgang an Toten im 1. Jahr mit 97,6 % im Gegensatz zum 2. Jahr mit nur 24,5 % prägt sich deutlich in der Höhe der Kurven aus. So waren z. B. am 35. Tage gleichzeitig vorhanden:

1. Jahr: 6 % I, 10 % II, 19 % III, 25 % IV
2. Jahr: 6 % I, 3 % II, 23 % III, 61 % IV.

Nach der Ausmerze finden also in der Folgegeneration schnellere Häutungen und eine bessere Entwicklung statt. Schon an den Eiern ist dieser Unter-

schied des Gesundheitszustandes zu erkennen und gibt damit die Möglichkeit einer Schnelldiagnose an die Hand. An der gleichen Herkunft a ist in der Beifigur zu Abb. 4 die Schlüpffolge dargestellt bezogen 1) auf die Zahl der geschlüpften Raupen, 2) auf die Zahl der entwickelten Eier, 3) auf alle Eier. Bei einigermaßen gesunden Populationen schlüpfen die Räupchen relativ schnell z. B. bei der Herkunft A innerhalb von 5 Tagen beginnend am 5. Tag nach dem Ansetzen. Bei der sehr kranken Herkunft a ist im 1. Jahr der Schlüpfbeginn um 3 Tage verzögert (ebenso wie bei D in Abb. 4), und das Schlüpfen zieht sich bis zum 40. Tage hin. Die 3 Kurven weichen beträchtlich auseinander. Die Nachkommenschaft ist bedeutend gesünder. Das Schlüpfen beginnt schon am 5. Tage und ist am 16. Tage beendet. Der Endwert auf alle Eiere bezogen liegt im 1. Jahr bei 48 %, im 2. Jahr bei 76 %, d. h. es gibt weit weniger taube, unentwickelte und nicht geschlüpfte Eier. Bei schwer kranken Herkünften wurden auch Werte von nur 20 % gefunden. Wegen ursächlicher Zusammenhänge mit früher erlittenen Schädigungen könnte der obenerwähnte Modellversuch mit *Cimex lectularius* ein Hinweis sein. In der Populationsanalyse muß auch der Schlüpfmodus eingeordnet werden (vgl. Abb. 4). Für die Prognose wurden auch schon früher der Zustand der Eier und die Schlüpfprozente benutzt (ESCHERICH).

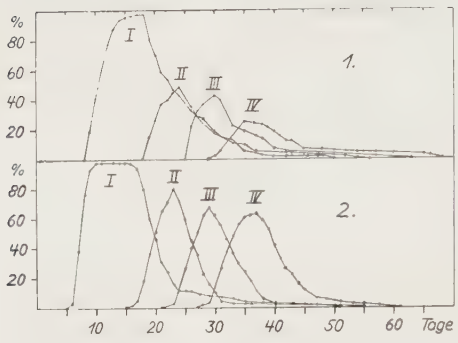

Abb. 6. Die täglich vorhandenen Raupenstadien (I—IV) in 2 aufeinander folgenden Jahren

Ein ähnlicher Ausleseprozeß wie durch den natürlichen Krankheitsbefall kann u. U. auch durch unsachgemäße Begiftung erfolgen. Im Befallsgebiet E (Tab. 1) war ein Teil im Vorjahre sehr spät bestäubt worden aus Sorge, daß die schon großen Raupen den Wald gefährden könnten. Getötet wurden aber hauptsächlich nur die Raupen, die in der Entwicklung zurückgeblieben und Polyederträger waren. Im Folgejahr ging infolge dieser Auslese die Gesamtsterblichkeit von 98,2 % auf 86,2 % und die Polyedersterblichkeit von 49,2 auf 20 % zurück. Auch an der Sterbezeit, die bei Polyedrie im begifteten Teil erst am 27. Tag beginnt, ist die gesundheitliche Verbesserung zu erkennen. Der Anteil an toten Raupen V stieg von 4 % im unbegifteten Teil auf 30 % im begifteten, wie es für weniger kranke Populationen typisch ist. In Abb. 3 ist der tägliche Totenfall für beide Gebiete dargestellt. In diesem Vergleichsjahr ergab sich ein Maximum der Polyedersterblichkeit unbegiftet bei 23 Tagen im Stadium I und II, im Vorjahre begiftet bei 45 Tagen im Stadium IV und V. Schwäche- und Bakterientod trat wiederum früh bei Raupe I und II ein. Das Maximum des täglichen Totenfalls durch Schwäche und Bakteriosen zusammen lag im unbegifteten Gebiet mit 4,5 % am 23. Tag, im begifteten mit 8,2 % am 10. Tag. Auch die in der Beifigur zu Abb. 5 gezeichnete Häutungsordnung zeigt einen besseren Gesundheitszustand der im Vorjahre begifteteten Nonne an.

So sind für die Populationsanalyse als Arbeitsmethode manche Nutzanwendungen gegeben:

1. für das Massenwechselproblem an sich und die Kennzeichnung der einzelnen Gradationsphasen,
2. für die Feststellung der populationsdynamischen Wirkung von Schadfaktoren der Umwelt und der sogenannten „inneren Faktoren", insbesondere der Krankheitserreger,
3. für die Diagnose des Gesundheitszustandes von bestandsgefährdenden Schadinsekten,
4. für viele Teilfragen der kausalen Ökologie und Epidemiologie der Insekten,
5. für das Individualitätsproblem in der allgemeinen Physiologie, der Variationsstatistik und der Biomathematik,
6. für mancherlei grundsätzliche Fragen in der Virusforschung und bei Bakteriosen von Insekten.

Die Methoden der Populationsanalyse können selbstverständlich im einzelnen vereinfacht und je nach dem Zweck abgewandelt werden. Z. B. läßt sich die zeitraubende tägliche mikroskopische Prüfung der Todesursachen durch Stichproben ersetzen, die Häutungsfolgen können auf einzelne Stadien beschränkt, die täglichen Protokolle auf ein mehrtägiges verkürzt werden. Zunächst aber war es notwendig, erst einmal grundsätzlich die Zusammenhänge auf breiter Unterlage zu untersuchen, um ein genaues Bild über die innere Struktur von gesunden und kranken Insektenpopulationen zu gewinnen.

Zusammenfassung

Populationsanalysen kennzeichnen den Gesundheitszustand von Insektenpopulationen und stellen das Vorhandensein von akuten und latenten Krankheitskeimen fest. Die germinative Übertragung von Krankheitserregern von Generation zu Generation ist weit häufiger, als wir bisher wußten, und erzeugt latente Infektionen, denen eine wichtige populationsdynamische Wirkung zukommt. Als Beispiel ist hier die Nonne gewählt. Durch vergleichsfähige Aufzucht von Freilandgelegen in optimalen Bedingungen werden die Absterbefolge und Absterbeordnung, die Häutungsfolge und Häutungsordnung festgestellt, die charakteristische Bilder bei verschiedenem Gesundheitszustand der Populationen ergeben. Kranke Herkünfte zeigen ein schnelleres Absterben auf jüngerem Stadium und verzögerte Häutungen mit veränderter Variationsbreite entsprechend dem fortschreitenden Anfall von Toten. Die prozentuale und zeitliche Verteilung der Todesursachen gibt einen Einblick in den Krankheitsbefall und dessen Auswirkung entsprechend dem physiologischen Gesundheitszustand der Wirtstiere.

Summary

Population analyses indicate the state of health of insect populations and the presence of acute and latent disease. The germinative carrying over of pathogenic agents from generation to generation is much commoner than previously thought and gives rise to latent infections which have an important effect on population dynamics. *Lymantria* is here chosen as an example and by comparable rearing from outdoor egg masses, under optimum conditions, the mortality and moulting sequences were established and these varied

according to the state of health of the populations. Diseased stock shows an accelerated mortality in a younger stage and delayed moulting with a modified range of variation corresponding to the progressive increase in the number of deaths. The percentage and temporal distribution of the causes of death give an insight into the disease incidence and its effect relative to the physiological state of the hosts.

Literatur

Escherich, K.: Die Forstinsekten Mitteleuropas Bd. III, 1931.

Janisch, E.: Über die Methoden zur Konstanthaltung von Temperatur und Luftfeuchtigkeit im biologischen Laboratoriumsversuch. Handb. biol. Arbeitsmethoden Abt. V, Teil 10, S. 87, 1933.

— Beobachtungen bei der Aufzucht von Bettwanzen. Ztschr. Parasitenkde **5**, 460, 1933.

— Über die Wertung der Variabilität bei der mathematischen Erfassung biologischer Gesetzmäßigkeiten. Acta biotheoretica A, **1**, 47, 1935.

— Physiologische Grundlagen der Nonnenprognose. Anz. Schädlkde. **12**, 77, 1936.

— Untersuchungen über den Massenwechsel von Schadinsekten. Ztschr. f. Pflanzenkrankh. (Pflanzenpathologie) und Pflanzenschutz **48**, 435, 1938.

— Das klimatische Optimum der Nonnenraupe. Mitt. Forstwirtsch. Forstwiss. 1938, S. 372.

— Die Benutzung von Klimaanlagen in der Pflanzenschutzforschung Ztschr. Pflanzenkrankh. (Pflanzenpathologie) und Pflanzenschutz **51**, 218, 1941.

— Mischinfektionen bei Nonnenraupen. Arb. physiol. u. angew. Entom. **9**, 185, 1942.

— Das Problem der gerichteten Variabilität in der Biomathematik. Naturwiss. Rundschau (im Druck).

— Nachträge zum Problem des Polyedervirus bei Insektenkrankheiten. Ztschr. angew. Entom. **42**, 292, 1958.

Janisch, E. und S. Roegner-Aust: Der Erreger der Polyederkrankheit bei Nonnenraupen. Nachrbl. dtsch. Pflanzenschutzdienst Nr. 2, 1943.

Kovačević, Z.: Die Nahrungswahl und das Auftreten der Pflanzenschädlinge. Anz. Schädlingskunde **29**, 97, 1956.

Krieg, A.: „Endogene Virusentstehung" und Latenzproblem bei Insektenviren. Arch. Virusforschung (Wien) **6**, 472, 1956.

— „Toleranzphänomen" und Latenzproblem. Arch. ges. Virusforschung **7**, 212, 1957.

Kruel, W.: Das Schadauftreten der Nonne im ostdeutschen Kieferngebiet 1947–50. Verh. dtsch. Ges. ang. Ent. Berlin 1951, 157.

Maercks, H.: Untersuchungen zur Ökologie des Kohlweißlings (*Pieris brassicae* L.). Ztschr. Morph. u. Ökol. der Tiere **28**, 692, 1934.

Mayer, A.: Ernährungsphysiologische Untersuchungen an Nonnenraupen. Ztschr. angew. Entom. **27**, 158/408, 1940.

Martignoni, M. E.: Contributo alla conescenza di una granulosi di Eucosma griseana (Hübner) (Tortricidae, Lepidoptera) quale fattore limitante il pullalamento dell' insetto nella Engadina alta. Mitt. Schweiz. Anstalt f. d. forstl. Versuchswesen **32**, 371, 1957.

Roegner-Aust, S.: Der Infektionsweg bei der Polyederkrankheit der Nonne. Naturwiss. **34**, 158, 1947.

— Der Infektionsweg bei der Polyederepidemie der Nonne. Ztschr. angew. Entom. **31**, 3, 1950.

— Populationsanalytische Untersuchungen über die Sterblichkeit von Nonnenraupen. Zeitschrift angew. Entom. **31**, 181, 1950.

Schwerdtfeger, F.: Die Waldkrankheiten, Berlin 1944.

— Grundriß der Forstpathologie, Berlin 1950.

Wellenstein, G.: Die Nonne in Ostpreußen. Monographie z. angew. Entomologie 1942.

Zwölfer, W.: Studien zur Ökologie, insbesondere zur Bevölkerungslehre der Nonne *Lymantria monacha* L. Zeitschr. angew. Entom. **20**, 1933.

— Die Temperaturabhängigkeit der Entwicklung der Nonne (*Lymantria monacha* L.) und ihre bevölkerungswissenschaftliche Auswertung. Ztschr. angew. Entom. **21**, 1935.

Aus dem Institut für Forstentomologie und Forstschutz der Hochschule für Bodenkultur in Wien

Zur Kenntnis von *Isophya amplipennis* Br. v. W., *I. pavelii* Br. v. W. und *I. tenuicerca* Rme. *(Orth. Tettigoniidae)*, als Schädlinge von Eichenniederwäldern in Südosteuropa

Teil I

Von Ekrem Can[1]

Einleitung

Im Jahre 1947 traten in Ostthrazien in der Türkei auf 12 500 ha Eichenniederwäldern Massenvermehrungen von *Isophya tenuicerca, I. amplipennis* und *I. pavelii,* verbunden mit Kahlfraß auf. Man hoffte, daß sie binnen einiger Jahre von selbst aufhören werden, aber in den nachfolgenden Jahren 1950 und besonders 1951 stieg die Bevölkerungsdichte weiter an. Dies war die Ursache, daß die türkische Generalforstdirektion veranlaßte, Bekämpfungsversuche dieser Schädlinge durchzuführen und im Zusammenhang damit die Erforschung der Lebensweise dieser Tiere einzuleiten. Die vorliegende Arbeit gibt eine erste Zusammenfassung der angestellten Untersuchungen über die drei in Frage kommenden Isophya-Arten. Über sie und über das Genus Isophya überhaupt ist bislang noch wenig bekannt.

Als erster berichtete Buntschev (1891) über eine nicht näher bestimmte Isophya-Art, die in bulgarischen Eichenniederwäldern schädlich auftrat.

Georgescu (1930) meldet ein Massenauftreten von *I. speciosa* Friv (nach Ramme [1950] *I. tenuicerca)* in den Eichenniederwäldern der Süddobrudscha und erwähnt, daß diese Art dort auch in der Landwirtschaft schädlich wurde.

Stateloff (1931 und 1932) und Tschorbadjeff (1936) erwähnen von *I. amplipennis* ebenfalls neben einem Schadauftreten in den ostbulgarischen Eichenniederwäldern ein solches auf Feldern.

Berenguier (1907), zitiert nach Zacher (1925), bringt Beobachtungen über Schlüpfzeit, Entwicklungsdauer, Häutungen, Kopulation, Eiablage, Lebensgewohnheiten und Nahrung bei *I. pyrenea* Serv.

Mokrzecki (1912) nach Bey-Bienko (1954) berichtet über die Zahl der Eier bei *I. taurica* Br. v. W.

Boldyrev (1915) gibt 2 Abbildungen der Spermatophore von *I. acuminata* Br. v. W.

Zacher in Sorauer (1949), referiert über schädliche Isophya-Arten, wie *I. amplipennis, I. speciosa* Friv. und andere nur landwirtschaftliche Schädlinge.

Was die Systematik und Oekologie betrifft, so wurde die Gattung Isophya von Brunner (1878) aufgestellt und enthält auch die beiden Arten *I. amplipennis* und *I. pavelii.* Ramme (1950) veröffentlichte eine Revision der Gattung Isophya mit Angaben über Verbreitung und Vorkommen. Hier beschreibt er auch die neue Art *I. tenuicerca.*

Den letzten Stand der Kenntnisse über die Gattung Isophya bringt Bey-Bienko (1954), der auch vermerkt, daß diese Gattung, die auch in Rußland viele Vertreter hat, noch ungenügend erforscht ist.

Was meine Arbeiten anbelangt, so ist zu sagen, daß ich die Freilandbeobachtungen und Bekämpfungsversuche vom April 1951 bis Februar 1953 in Ostthrazien gemacht habe. Die Laboratoriumsuntersuchungen und -beobachtungen wurden am Institut für Forstentomologie und Forstschutz an der Hochschule für Bodenkultur in Wien vom März 1953 bis Juni 1955 durchgeführt. Für die Überlassung eines Arbeitsplatzes, sowie für die mir in jeder Weise

[1] Jetzt Ankara.

gewährte Hilfe möchte ich nun dem Leiter dieses Institutes, Herrn Prof. Dr. Dr. A. Kurir, welcher mir die Untersuchungsaufgaben als Thema vorliegender Dissertation stellte, meinen herzlichen Dank aussprechen. Weiter danke ich allen anderen Herren der genannten Hochschule, die mir Hilfe zuteil werden ließen, insbesondere dem Institutspersonal.

Ferner ist es mir eine angenehme Pflicht, den Spezialisten zu danken, die mir durch Bestimmungen von Heuschrecken und Milben sowie Literatur-Hinweise wertvolle Hilfe geleistet haben; es sind dies die Herren Prof. Dr. R. Ebner (Orthoptera), Wien, Prof. Dr. T. Karabag (Orthoptera), Ankara, und Julio A. Rosas Costa (Acaridae), Buenos-Aires.

Auch Herrn Dr. B. Pamay, Assistent an der Forstwirtschaftlichen Fakultät der Universität Istanbul, welcher mir lebendes Versuchsmaterial nach Wien geschickt hat, gedenke ich hier mit besonderem Danke.

Herrn Prof. Dr. W. Zwölfer habe ich für freundliche Hilfe bei der Redaktion meines Manuskriptes herzlichst zu danken.

Schließlich schulde ich noch jenen türkischen Stellen, die mir den Aufenthalt in Österreich ermöglicht haben, insbesondere den Herren Landwirtschaftsminister N. Ökmen und Vertreter des Forstgeneraldirektors H. S. Karamizrak, Ankara, innigsten Dank.

A. Allgemeines

I. Stellung im System

Die in dieser Abhandlung zu besprechenden 3 Arten nehmen im System folgende Reihenfolge ein:

Überordnung:	*Orthopteroidea*
Ordnung:	*Saltatoria*
Unterordnung:	*Ensifera*
Überfamilie:	*Tettigoniides*
Familie:	*Tettigoniidae* Krauss 1902
Unterfamilie:	*Phaneropterinae* Sauss 1879
Gattung:	*Isophya* Brunner 1878
Art:	*Isophya amplipennis* Brunner 1878
	Isophya pavelii Brunner 1878
	Isophya tenuicerca Ramme 1950

II. Geographische Verbreitung

Nach den Angaben aus der Literatur sowie nach meinen eigenen Beobachtungen ist die geographische Verbreitung der *Isophya*-Arten folgende:

I. amplipennis: Belgraderwald bei Istanbul (Ramme 1950), im Wald Tashavuz (Teil des Belgraderwaldes) in der Nähe des Dorfes Kemerburgaz (Can), ferner Bosporus und Anatolien: Kozan, Bozyük, Tokat und Urfa (Ramme 1950).

I. pavelii: Gemlik bei Bursa in der Nähe von Istanbul, Therapia bei Istanbul, Gelibolu, Elmadag bei Ankara (Ramme 1950), im Wald von Tashavuz (Can).

I. tenuicerca: Catalca in Thrazien (Ramme 1950), im gleichen Gebiet 20 km nordwestlich von Catalca in Eichenniederwäldern, ferner bei Karamantepe in der Umgebung von Yeniceköy, in Cayirmevkii in der Nähe von Evcilerköy (beide bei Kirklareli) (Can); Veterani-Höhle am Kasan-Paß, Dimiciana in Dobrudscha (beide in Rumänien); Avala bei Belgrad (Jugoslavien); Samothraki (Griechenland) (alle Ramme 1950).

Die geographische Verbreitung der 3 obenerwähnten Arten ist in einer Karte (Abb. 1) veranschaulicht.

Buntschev (1891) hält die in Bulgarien auftretende Art für *I. camptoxipha* Fieb., Stateloff (1931) spricht von *Barbitistes amplipennis* und Tschorbadjeff (1936) bezeichnet sie als *I. amplipennis*. Die von Stateloff angegebenen äußeren Merkmale passen zu den gemeinsamen Eigenschaften

Abb. 1. Die Verbreitungsgrenzen von *Isophya amplipennis, I. pavelii* und *I. tenuicerca* (nach Ramme und meinen eigenen Angaben)

Fundorte: ● *I. amplipennis* Br. v. W. ▲ *I. pavelii* Br. v. W. ■ *I. tenuicerca* Rme.
Verbreitungsgrenze: —·— *I. amplipennis* Br. v. W. ···· *I. pavelii* Br. v. W. +++ *I. tenuicerca* Rme.

von *I. amplipennis, I. tenuicerca* und *I. speciosa;* zur Unterscheidung dieser drei Arten voneinander werden wichtige Einzelheiten über Pronotum und Cerci nicht angegeben. Welche Arten eine Massenvermehrung aufweisen, wird weder von Ramme (1950), noch von Bey-Bienko (1954) befriedigend geklärt. *I. tenuicerca* ist in der Süddobrudscha und in Ostthrazien weit verbreitet. Meinem Dafürhalten nach dürfte sie auch in dem dazwischen gelegenen Gebiet vorhanden sein. Die Angaben über die Höhenlage scheinen diese Vermutung zu bestätigen. Mag die betreffende Art nun *I. tenuicerca* oder *I. amplipennis* sein, praktisch besteht zwischen ihnen kein großer Unterschied.

B. Morphologie

I. Ei

a. Aussehen (Abb. 2)

Die Eier von *I. amplipennis, I. pavelii* und *I. tenuicerca* haben eine langgestreckte, etwas gekrümmte Form. Die Ventralseite ist fast gerade, die Dor-

Abb. 2. Eier von *I. amplipennis* (Vergr. 2 ×)

salseite dagegen convex. An der Ventralseite sieht man eine in der Längsrichtung verlaufende erhabene Kante, die in der Nähe des vorderen Poles deutlicher ist und gegen den hinteren Pol zu immer mehr an Höhe verliert, so daß sie im weiteren Verlauf die Form einer Linie annimmt und schließlich ganz verschwindet, noch ehe sie den hinteren Pol erreicht hat. In bezug auf die Farbe bestehen Unterschiede zwischen den Arten: das Ei von *I. amplipennis* ist hellbraun, das von *I. pavelii* dunkelbraun, das von *I. tenuicerca* gleicht dem von *I. amplipennis*.

b. Messungen der Eier

Es wurden grobe Messungen mittels Zirkel und Linial sowie feine Messungen mittels Mikrometer im Binokularmikroskop durchgeführt. Letztere, die hier nicht mitgeteilt werden, decken sich im wesentlichen mit den Grobmessungen.

Tabelle 1

Messungen mit Zirkel und Lineal

Art	N	Länge in mm	%	Breite in mm	%
I. amplipennis		4	1		
	447	4,5	71	2	70
		5	28	2,5	30
I. pavelii	20	5,5		2,5	
I. tenuicerca	54	4,2	5,5	2	100
	917	4,5	94,5	2	100

N = Anzahl der Eier

Das *Gewicht* der *Eier* wurde mit einer analytischen Waage auf 4 Dezimalen untersucht. In der Türkei habe ich Messungen der Eier bei *I. tenuicerca* im Jahre 1952 durchgeführt. Es wurden 971 Eier innerhalb von 3 Tagen nach der Eiablage gewogen; die Ergebnisse sind folgende:

28 % 0,0081 g, 49 % 0,0080 g, 10 % 0,0078 g, 13 % 0,0077 g, nur 1 Exemplar 0,0075 g.

In Wien wurden Eier von *I. amplipennis* und *I. pavelii* gewogen. Auf Grund der Wägung von 985 Eiern von *I. amplipennis* ergab sich eine Gewichtsabnahme innerhalb der ersten 10 Tage der Eizeit von 0,0084 bis 0,0075 im Mittel.

Für *I. pavelii* lagen die Dinge ähnlich. Bei 178 gewogenen Eiern ergab sich in den ersten 9 Tagen eine Gewichtsabnahme von 0,0084 bis 0,0076 g.

Im übrigen schwankte die Variationsbreite der Eigewichte erheblich. Im extremsten Fall lag sie bei *I. amplipennis* zwischen 0,0064 u. 0,0095 g.

II. Larve

a. Aussehen

Gleich nach dem Ausschlüpfen sind die Larven wurmförmig, dann nach Verlassen der Eihäute sind sie bereits imagoähnlich. Anfangs sind die Farben nicht sehr ausgeprägt, die Larven erscheinen stärker punktiert. Nach dem 2. Stadium erregen besonders bei *I. amplipennis* und *I. tenuicerca* die bunten Farben und Muster, die die Seitenbinden am Rücken der Larven aufweisen, durch ihre Schönheit Aufmerksamkeit.

Die Larven von *I. pavelii* sind entweder einheitlich grün oder an den Fühlern, den Schienen und am Rücken mit rötlichen Seitenbinden versehen. Das Fastigium verticis ist stumpf, die Punkte am Rücken sind, wenn man sie mit der Lupe betrachtet, eckig.

Die Farbe der Larven von *I. amplipennis* und *I. tenuicerca* ist braun oder grün. In beiden Fällen sind die Flecke am Pronotum deutlich ausgeprägt, die Seitenbinden am Rücken variieren in der Färbung und sind aus verschiedenen farbigen Längsstreifen zusammengesetzt. Das Fastigium verticis ist spitz und fein, die Punkte am Rücken und an den Seiten sind, mit der Lupe betrachtet, rundlich.

b. Untersuchungen an den Larvenstadien

1. Material- und Zuchtmethode

Die Untersuchungen über die Larven von *I. tenuicerca* habe ich in Thrazien in Massenzuchten, bei denen Männchen und Weibchen nicht getrennt waren, durchgeführt; die Untersuchungen an *I. amplipennis* und *I. pavelii*-Larven wurden in Wien nach der Methode der Einzelzucht vorgenommen. Zur Feststellung der Merkmale der verschiedenen Stadien wurden weibliche Exemplare von *I. pavelii* im 1. Stadium sowie männliche und weibliche Exemplare von *I. amplipennis* im 2., 3., 4. und 5. Stadium herangezogen. Unter den Larven befanden sich nur 2 Exemplare von *I. amplipennis* im 1. Stadium. Da dieselben sich sehr schnell häuteten, war es nicht möglich, sie zu zeichnen, jedoch wurde im 1. Stadium zwischen weiblichen Exemplaren von *I. amplipennis* und *I. pavelii* kein Unterschied festgestellt. Was die Männchen betrifft, tritt der Unterschied zwischen beiden Arten nach dem 2. Stadium auf. Die aufgezeichneten und in den Abbildungen gezeigten Unterschiede zwischen den Stadien können somit als für *I. amplipennis, I. pavelii* und *I. tenuicerca* gemeinsam angenommen werden.

Das 1. Stadium wurde erstmalig an 4 Larven von *I. amplipennis* untersucht, die aus im Walde von Tashavuz bei Kemerburgaz am 30. 1. 1953 gefundenen Eiern geschlüpft waren. Die Messungen, vorgenommen an den aus diesen Eiern geschlüpften Larven im Alter von 3 Tagen, ergaben eine Körperlänge von 5–6 mm und eine Hinterschenkellänge von 4–4,5 mm. Zwei später in Wien untersuchte, noch sehr kleine Exemplare vom gleichen Fundort ergaben dieselben Maße. Da sie außerdem auch die sonstigen Merkmale des 1. Stadiums aufwiesen, wurde angenommen, daß sie sich noch in diesem befanden und die Messungen an ihnen bis zur Imago fortgesetzt. Auch unter den nach Wien gebrachten Larven von *I. pavelii* befanden sich 10 Männchen und 19 Weibchen, von denen ich auf Grund ihrer Maße und sonstigen Merkmale annehmen konnte, daß sie noch im 1. Stadium waren. Außer diesen im 1. Stadium befindlichen Individuen wurden noch zahlreiche weitere Exem-

plare bis zur Imago gemessen, die bei Beginn der Untersuchungen meist schon im 2., vereinzelt auch im 3. Stadium waren.

Zur Unterscheidung der verschiedenen Larvenstadien kann die Ausbildung der äußeren Genitalanlagen, des Pronotums, der Elytrenanlagen und des Femoralstigmas verwendet werden.

2. Zahl der Häutungen

Nach meinen Beobachtungen machen die Larven aller 3 *Isophya*-Arten 5 Stadien durch. Die Zahl der Häutungen ist bei beiden Geschlechtern gleich.

3. Maße und Merkmale des 1. Larvenstadiums:

Tabelle 2

Art	N	Körperlänge in mm	Mittel in mm	Hinterschenkellänge in mm	Mittel in mm
I. amplipennis					
Männchen	4	5–6	5,5	4–4,5	4
Weibchen	2	6,5	6,5	4,2	4
I. pavelii					
Männchen	10	6–7	6,5	4–4,5	4
Weibchen	19	6,5–7	6,5	3,8–4,5	4
I. tenuicerca					
Männchen und Weibchen	10	6–7	6,5	4–4,5	4

Merkmale des 1. Stadiums (Abb. 3)

Bei den weiblichen Larven sieht man deutlich 6 Anhänge der Legeröhreanlage. Aus dem 8. Sternum entspringt ein Paar aneinanderstoßender Anhänge; von den aus dem 9. Sternum entspringenden sind 2 groß und liegen seitlich, 2 sind klein und liegen zwischen diesen in der Mitte; alle 4 stoßen ohne Zwischenräume aneinander. In seitlicher Ansicht sieht man, daß die aus dem 8. Sternum entspringenden Anhänge zum Körper hin gekrümmt, die aus dem 9. Sternum entspringenden dagegen gegen den Bauch zu gerade und von den ersteren getrennt sind. Die Legeröhreanlage reicht nicht bis zu den Paraprocten.

4. Maße und Merkmale des 2. Larvenstadiums:

Tabelle 3

Art	N	Körperlänge in mm	Mittel in mm	Hinterschenkellänge in mm	Mittel in mm
I. amplipennis					
Männchen	14	8–10	9	5,5–6	5,5
Weibchen	12	7–9	9	5–6	5,5
I. pavelii					
Männchen	33	7–9,5	8	5,5–6	5,5
Weibchen	40	6–9	7,5	5,2–6	5,5
I. tenuicerca					
Männchen und Weibchen	10	7–9	8	5,5–6	5,5

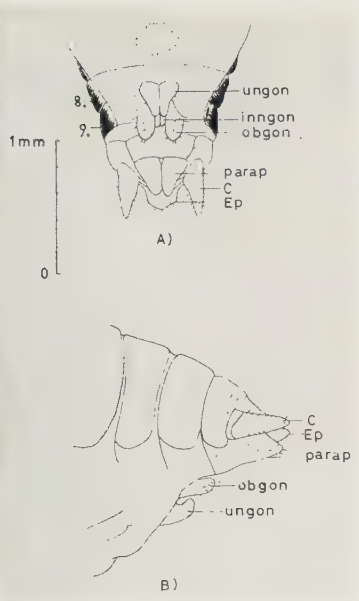

Abb. 3. Abdominal-Ende der weiblichen L_1-Larve von *I. pavelii*. A) von unten, B) Seitenansicht; Ep: Epiproct; Parap: Paraprocte; obgon: Anlage d. oberen Gonopophysen; inngon: Anlage d. inneren Gonopophysen; ungon: Anlage d. unteren Gonopophysen; C: Cerci; 8 u. 9: Segmente

Merkmale des 2. Stadiums (Abb. 4 und 5)

Bei den männlichen Larven ist die Subgenitalplatte durch den in ihrer Mitte befindlichen V-förmigen Ausschnitt kenntlich, sie ist jedoch nur sehr klein, ihr Hinterrand reicht nicht über den basalen Teil der Paraprocte hinaus. Bei den weiblichen Larven haben sich die Anhänge der Legeröhreanlage miteinander vereinigt; die Spitzen der oberen Anhänge, die aus dem 9. Sternum entspringen, sind weiter vorn als jene der unteren. Die inneren Anhänge sind noch weniger sichtbar als im 1. Stadium. Die Legeröhreanlage ist 1/2 mm lang und reicht bis zum basalen Teil der Paraprocte. Bei den männlichen und den weiblichen Larven sind die von oben sichtbaren Teile Meso- und Metanotum etwa gleich lang, während das Pronotum ungefähr doppelt so lang ist, wie die beiden anderen zusammen. Was die Zeichnung im 2. Stadium betrifft, so sind bei den Larven von *I. amplipennis* die die Seitenbinden am Rücken bildenden Flecke weißlich und haben die Form eines S; ihre Verbindung miteinander ist undeutlich.

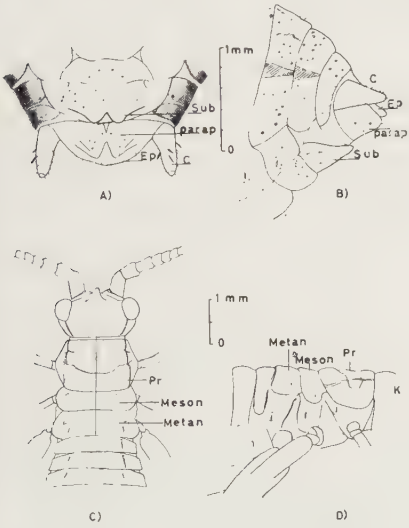

Abb. 4. I. amplipennis ♂, L_2. A) Abdomenende von unten; B) Abdomenende seitlich; C) Notum von oben; D) Notum seitlich; K: Kopf; Pr: Pronotum; Meson: Mesonotum; Metan: Metanotum; Sub: Subgenitalplatte

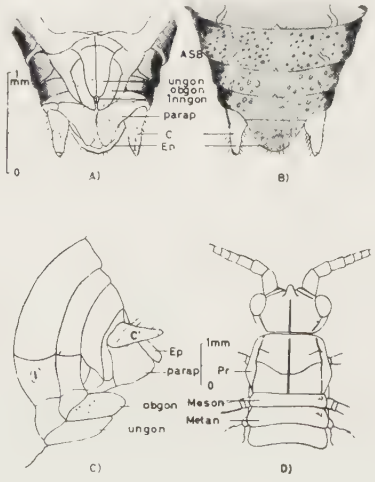

Abb. 5. I. amplipennis ♀, L_2. A) Abdomenende von unten; B) Abdomenende von oben; C) Abdomenende seitlich; D) Notum von oben; ASB: Anlage der Seitenbinde

5. Maße und Merkmale des 3. Larvenstadiums:

Tabelle 4

Art	N	Körperlänge in mm	Mittel in mm	Hinterschenkellänge in mm	Mittel in mm
I. amplipennis					
Männchen	20	9–11	10	7–7,8	7,5
Weibchen	19	7,5–11	10	7–8	7,5
I. pavelii					
Männchen	22	7–11,5	10	7,5–8,5	8
Weibchen	45	7,5–13	9,5	7–9	8
I. tenuicerca					
Männchen und Weibchen	10	10–12	10	6,5–7,5	7

Merkmale des 3. Stadiums (Abb. 6 und 7)

Bei den männlichen Larven ist die Subgenitalplatte ziemlich groß, über das 10. Sternum vorgeschoben und bedeckt die Paraprocte bis zur Hälfte, die Einbuchtung am Hinterrand ist nur schwach. Bei *I. amplipennis* sind die Spitzen der Cerci an ihrer Oberseite schwärzlich gefärbt. Die Länge der Legeröhreanlage der weiblichen Larven beträgt 1,1 mm, ihre Spitzen rei-

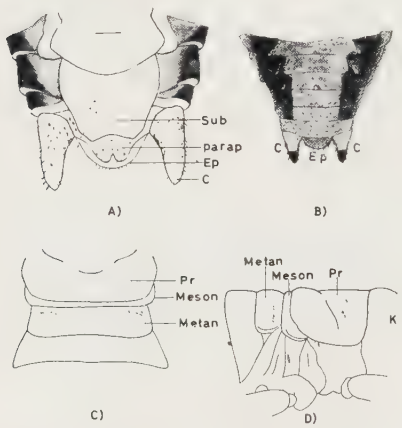

Abb. 6. Männchen von *I. amplipennis*, L3. A) Abdomenende von unten; B) Abdomenende von oben; C) Notum von oben; D) Notum seitlich.

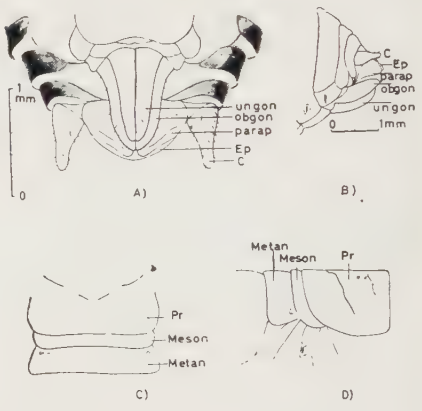

Abb. 7. Weibchen von *I. amplipennis*, L3. A) Abdomenende von unten; B) Abdomenende seitlich; C) Notum von oben; D) Notum seitlich

chen fast bis zum Ende des Abdomens, von unten sieht man nur 4 Teile, d. h. die mittleren 2 kleinen Anhänge sind von den anderen überdeckt. Bei den weiblichen und männlichen Larven bedeckt das Pronotom die Hälfte oder mehr als die Hälfte des Mesonotums. Bei *I. amplipennis* sind die Begrenzungen der die Seitenbinde am Rücken bildenden Flecke deutlich, sie stehen miteinander in Verbindung und haben die Formen feiner Keile. Außerdem ziehen sich in ihrer Nachbarschaft breite, dunkle Flecke in Form von Seitenbinden über den Rücken.

6. *Maße und Merkmale des 4. Larvenstadiums:*

Tabelle 5

Art	N	Körperlänge in mm	Mittel in mm	Hinterschenkellänge in mm	Mittel in mm
I. amplipennis					
Männchen	19	9–13,5	11	9,5–10,5	10
Weibchen	20	10–14	12	9–11	10
I. pavelii					
Männchen	17	10–15	12	10–11,5	11
Weibchen	32	10–14	13,5	10–12	11
I. tenuicerca					
Männchen und Weibchen	10	12–16	13	9–10	10

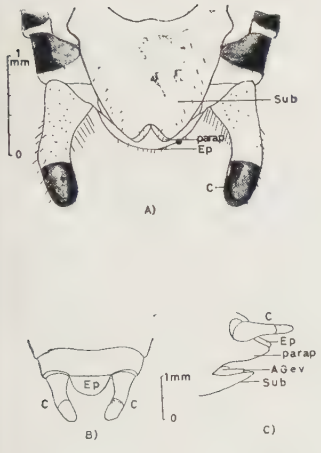

Abb. 8. Männchen von *I. amplipennis*, L4. A) Abdomenende von unten; B) Abdomenende von oben; C) Abdomenende seitlich; AGev: äußere Genitalvalven

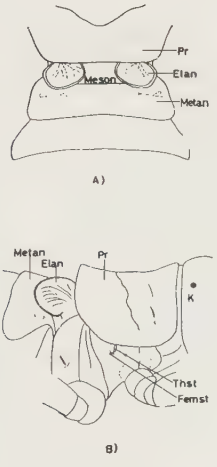

Abb. 9. Die Elytrenanlage des Männchens von *I. amplipennis* im 4. Larvenstadium. A) von oben; B) seitlich; Thst: Trunkalstigma; Femst: Femoralstigma Elan: Elytrenanlage

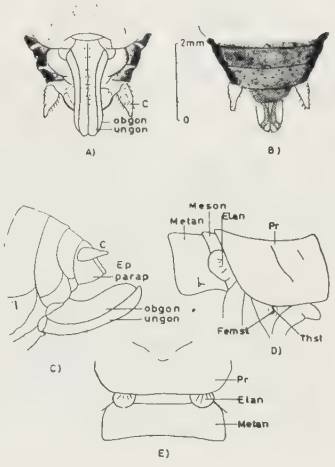

Abb. 10. Weibchen von *I. amplipennis*, L4. A) Abdomenende von unten; B) Abomenende von oben; C) Abdomenende seitlich; D) Elytrenanlage seitlich; E) Elytrenanlage von oben

Merkmale des 4. Stadiums (Abb. 8, 9 und 10)

Bei den männlichen Larven bedeckt die Subgenitalplatte ganz die Paraprocte, die Einbuchtung am Hinterrand ist wieder tiefer geworden. Die beiden Cerci verlaufen nicht parallel zueinander, sondern in der Mitte nach innen gekrümmt. Die schwarzen Flecke an den Spitzen der Cerci von *I. amplipennis* sind groß und gut wahrnehmbar. Die Länge der Legeröhreanlage der weiblichen Larven beträgt 2,4 mm, ihre Spitzen reichen über das Ende des Abdomens hinaus. Daher ist beim Anblick von oben ein kleiner Teil der Spitze der Legeröhreanlage sichtbar. Außerdem sieht man von der Seite die aus dem 8. Sternum entspringenden 2 Teile der Legeröhreanlage über die oberen Teile etwas hervorragen. Auf dem Mesonotum haben sich die Elytrenanlagen gebildet, die bei den männlichen Larven groß und bei

den weiblichen klein sind. Die Elytrenanlagen sind durch einen breiten Zwischenraum voneinander getrennt. Die Spalte des 1. Thorakalstigmas ist unten mit einer zweiten Öffnung (Femoralstigma) verbunden.

7. Maße und Merkmale des 5. Larvenstadiums:

Tabelle 6

Art	N	Körperlänge in mm	Mittel in mm	Hinterschenkellänge in mm	Mittel in mm
I. amplipennis					
Männchen	17	13,5–18	16,5	11,5–13,5	13
Weibchen	14	13–18,5	16	12–14	13
I. pavelii					
Männchen	13	12,5–19	18	14–15,5	15
Weibchen	22	13–20	18	14–17	15,5
I. tenuicerca					
Männchen und Weibchen	10	14–19	17	12–14	13

Merkmale des 5. Stadiums (Abb. 11, 12 und 13)

Betrachtet man die männlichen Larven von oben, so sieht man, daß ein Teil der Subgenitalplattenspitze über das Epiproct und das Ende des Abdomens hinausragt. Bei den männlichen und weiblichen Larven ist das Mesonotum,

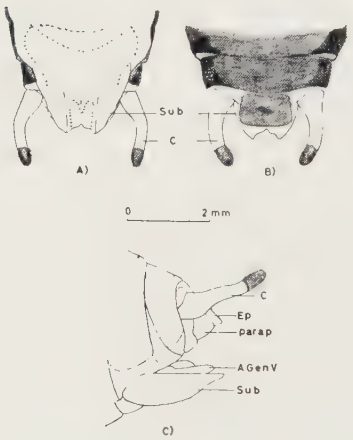

Abb. 11. Männchen von *I. amplipennis*, L5. A) Abdomenende von unten; B) Abdomenende von oben; C) Abdomenende seitlich

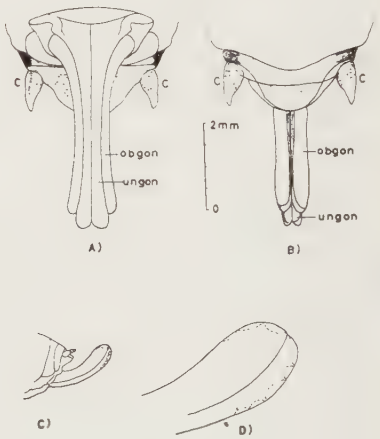

Abb. 12. Weibchen von *I. amplipennis*, L5. A) Abdomenende von unten; B) Abdomenende von oben; C) Abdomenende seitlich; D) Ende der Legeröhreanlage

da es vom Pronotum vollkommen bedeckt wird, nicht mehr sichtbar. Die Elytrenanlagen sind größer, auf ihnen sind Aderspuren. Sie liegen ohne Abstand Seite an Seite oder überdecken sich etwas. Das 1. Thorakalstigma ist vom Femoralstigma, welches nun größer ist, getrennt. Bei den weiblichen Larven beträgt die Länge der Legeröhreanlage 5,5–6 mm, letztere steht also beträchtlich über das Ende des Abdomens hinaus. Bei Betrachtung von

der Seite nimmt man die Zähne an der Spitze der Legeröhreanlage unter der sie bedeckenden Haut wahr. Die Legeröhreanlage ist nach oben gekrümmt, ihr Spitzenteil ist ziemlich breit.

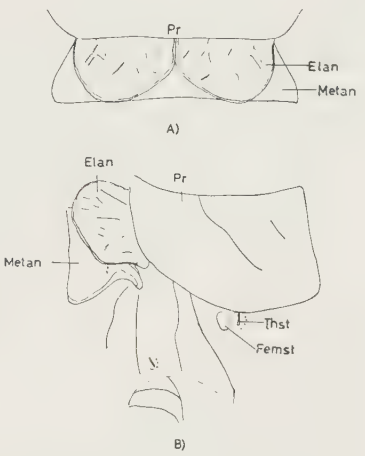

Abb. 13. Die Elytrenanlage des Männchens von *I. amplipennis*, L_5. A) von oben; B) seitlich

III. Imago

In der Literatur liegen bereits Beschreibungen dieser 3 Arten von Brunner (1878) und Ramme (1950) vor. Im folgenden gebe ich auf Grund eigener Untersuchungen eine ausführliche Beschreibung dieser Arten:

a. Färbung und Zeichnung

I. amplipennis (Abb. 14 u. 15). Für die meisten Exemplare gilt folgende Beschreibung:

Kopf

Grundfarbe hell bis rötlichbraun mit dunkelrotbraunen, schwärzlichen, stellenweise zusammenfließenden Punkten. Die in der Nähe des Fastigium verticis beginnende, über den Vertex verlaufende, bis zum vorderen Rande des Pronotums gehende und den Oberteil des Körpers in 2 gleiche Teile teilende, sehr feine Binde ist weißlich. Die Punkte werden zu beiden Seiten dieser Binde und vorn dichter. Man bemerkt ferner 2 Längsbinden, die am oberen Rande der Augen beginnen und sich manchmal bis zum Pronotum erstrecken.

Abb. 14. I. amplipennis ♂ (Vergr. etwa 1½ ×)

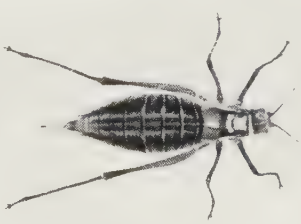

Abb. 15. I. amplipennis ♀ (Vergr. etwa 1½ ×)

Pronotum

Grundfarbe dunkelrotbraun bis schwarz. Vorderer Rand schmal hell gefärbt mit einigen dunklen Punkten. Vor und hinter der Querfurche (also in der Pro- und in der Metazona) je ein großer gelber Fleck mit mehr oder weniger ausgeprägten dunklen Punkten. Bei manchen Exemplaren sind diese gelben Flecke mehr oder weniger reduziert. Der in der Pro-

Abb. 16. Hautskulptur v. *I. amplipennis* (bei 50facher Vergrößerung)

zona gelegene Fleck wird zum Kopf zu breiter, seine hintere Begrenzung ist gebogen, entsprechend der nach rückwärts gerichteten Wölbung der Querfurche. Der hinter dieser gelegene breitere Fleck ist in der Mitte schmäler als an seinen Seiten, sein Vorderrand verläuft parallel zu der Wölbung der Querfurche, auch sein Hinterrand ist gebogen. An den Seiten des Pronotums befindet sich je eine feine, etwas geschlängelte, kurze, helle Binde, die durch die Querfurche geteilt wird.

Elytren

Grundfarbe rotbraun, gegen die Mitte zu heller, an den Außenrändern breit, weißlich gefärbt.

Abdomen

Grundfarbe der Tergite schwärzlich grün. Am Rücken mehr ins Schwärzliche, gegen die Ränder zu mehr ins Grüne spielend, daher an den Rändern die dunklen Punkte deutlicher hervortretend. Ein in der Mitte des Rückens verlaufender heller Streifen ist bei den meisten Exemplaren auf kleine, am Hinterrand eines jeden Segmentes liegende Dreiecke reduziert. Zu beiden Seiten dieser Linie erstrecken sich mit Punkten versehene breite, gelbliche Seitenbinden. Cerci rostrot, ihre Spitzen schwärzlich oder ganz schwarz. Pleura und Sternite sowie Subgenitalplatte gelb. Schenkel grün mit Punkten, Schienen schwärzlich.

Punkte (Abb. 16) rundlich.

Abweichende Färbung

Seltener trifft man Exemplare mit grüner Grundfarbe. Unter diesen gibt es solche mit rötlichen Schienen, ganz selten wurden Exemplare gefunden, die auf den ersten Blick den Eindruck einer anderen Art machten, weil bei ihnen die dunklen Färbungselemente stark reduziert waren, was sich auch in einer beträchtlichen Verkleinerung des schwarzen Fleckes an den Spitzen der Cerci auswirkte.

I. pavelii (Abb. 17 und 18). Für die meisten Exemplare gilt folgende Beschreibung:

Kopf

Grün. Eine Binde von hellerem Grün beginnt hinter dem Fastigium verticis, sie verläuft über den Vertex und erstreckt sich bis zum hinteren Rand des Pronotums. Zwei hellgefärbte Binden, die an beiden Seiten über den Augen beginnen, erstrecken sich ebenfalls bis an den hinteren Rand des Pronotums. Dem Innenrand dieser Binden merkt man 2 dunkelbraune Binden an, die an der Querfurche beginnen und sich gegen den Hinterrand des Pronotums zu ein wenig verbreitern. Basalglied der Fühler grünlich, Geißel gelbbraun, gegen die Spitze zu allmählich dunkler werdend.

Pronotum

Hellgrün. Auf dem hellgrünen Grund stehen Punkte von dunklerem Grün.

Abb. 17. I. pavelii ♂ (Vergr. etwa 1½ ×)

Elytren

Grün, manchmal mit großen Flecken von bräunlich- oder gelblichgrüner Farbe. Adern leicht gelblich, die seitlichen Außenränder der Elytren breit gelblich gefärbt.

Abb. 18. I. pavelii ♀ (Vergr. etwa 1½ ×)

Abdomen

Tergit hellgrün, am Rükken dunkler mit größeren und kleineren eckigen dunklen Punkten. An den Stellen, an denen die in der Mitte der Tergite verlaufende Rückenlinie, die Segmentgrenzen schneidet, befinden sich kleine hellgefärbte Dreiecke. Zu beiden Seiten breite Seitenbinden von hellgrüner Färbung, auf denen die dunklen Punkte stärker hervortreten als in deren Umgebung. Cerci hellbraun, Sternite hellgrün. Eine gelbe Längslinie verläuft über die Mitte der Sternite; sie ist nur auf den ovalen Erhebungen deutlich. An der Grenze zwischen Sterniten und Pleuren verläuft seitlich eine breite weiße Binde. Die Schenkel und Schienen sind hellgrün und deutlich dunkel gepunktet.

Punkte

(Abb. 19) dunkelgrün, in Form kleiner Vielecke, dichter als bei *I. amplipennis.*

Abweichende Färbung

Seltener findet man Exemplare, bei denen Fühler, Schienen, Cerci und die breiten Seitenbinden am Rücken des Abdomens rötlich sind.

I. tenuicerca

Das Aussehen ist das gleiche wie bei *I. amplipennis,* doch konnte ich in den Wäldern von Thrazien im Massenvermehrungsgebiet beobachten, daß diese Färbung der Imagines offenbar erst später auftritt; die ursprüngliche Farbe war dort grün und glänzend. Es ist möglich, daß eine *Phasenbildung* vorliegt, wie Chopard (1949), Della Beffa (1948), Ebner (1948 und 1951) bei anderen Phaneropterinen beobachtet haben.

b. Körperlänge

Die Messungen über die Körperlänge wurden gesondert an männlichen und weiblichen lebenden Exemplaren, u. zw. von der Stirn bis zum Ausschnitt der Subgenitalplatte, vorgenommen.

Zwischen den von Brunner (1878) und Ramme (1950) für diese Arten angegebenen Grenzwerten für die Körperlänge und den von mir gefundenen bestehen kleine Abweichungen. Nach Brunner: *I. amplipennis* Männchen 18 mm, Weibchen 23–25 mm, *I. pavelii* Weibchen 20–22 mm; nach Ramme: *I. amplipennis* Männchen 19 bis 20 mm, Weibchen 18–19 mm, *I. pavelii* Männchen 20–22 mm, Weibchen 20–22 mm, *I. tenuicerca* Männchen 15–21 mm, Weibchen 16 bis 21 mm.

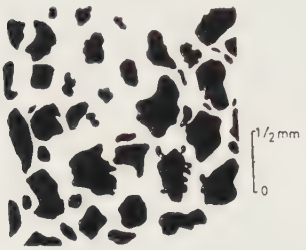

Abb. 19. Hautskulptur v. *I. pavelii* (bei 50facher Vergrößerung)

Im Laufe der Durchführung der Längenmessungen habe ich festgestellt, daß zwischen dem Ergebnis der sofort nach der letzten Häutung der Larve vorgenommenen Messung und jenem der einige Tage später erfolgten ein ziemlich bedeutender Unterschied besteht. Während z. B. die Länge eines soeben zur Imago gewordenen *I. amplipennis*-Männchens 18 mm betrug, erreichte diese 4 Tage später 22 mm.

Tabelle 7

Körperlänge

Art	N	Grenzwerte in mm	Mittel in mm
I. amplipennis			
Männchen	28	16–25	22
Weibchen	28	16,5–23,5	20
I. pavelii			
Männchen	11	16,5–21	19
Weibchen	24	17,5–26	20
I. tenuicerca			
Männchen	9	18–22,5	20
Weibchen	58	16–24,5	23

c. Kopf und Anhänge (Fühler und Mundgliedmaßen) (Abb. 20)

Der Kopf ist orthognath, d. h. senkrecht gestellt. Bei Männchen von *I. amplipennis* beträgt die Kopflänge 5,5 mm, die Breite 3,5 mm; bei den Weibchen beträgt die Kopflänge 6 mm und die Breite 4 mm. Bei Männchen und Weibchen von *I. pavelii* gelten dieselben Maße mit äußerst geringen Unterschieden zwischen den einzelnen Exemplaren. Bei allen 3 Arten sind die Fühler sehr lang und fadenförmig. Das erste Glied ist groß und dick. Das zweite Glied ist länger als die Glieder der Geißel. Die Länge der Geißel variiert bei männlichen und weiblichen Individuen von *I. amplipennis* zwischen 34 und 45 mm, die Anzahl der Geißelglieder schwankt zwischen 100 bis 114.

In der äußeren Gestalt des Kopfes fallen zwischen *I. amplipennis* und *I. pavelii* drei Unterschiede auf:

1. Das Fastigum verticis von *I. amplipennis* ist schmäler als die basalen Fühlerglieder und vorn abgerundet; von *I. pavelii* erscheint es dagegen ebenso breit wie die basalen Fühlerglieder und vorne gerade abgeschnitten.
2. Die Kopfbasis von *I. pavelii* ist gerade und breiter, die Wangen sind schwächer vorgewölbt als bei der folgenden Art. Bei *I. amplipennis* ist dagegen die Kopfbasis ein wenig gewölbt und die Wölbung der Wangen stärker.
3. Am Hals von *I. amplipennis* beginnt dort, wo die Kopfnaht auf die Kopfbasis trifft, ein mehr oder weniger großer, dunkler Fleck, der gegen die Unterseite des Pronotums zu breiter wird. Dieser Fleck findet sich auch an manchen Exemplaren von *I. pavelii,* ist dort aber nur ganz schwach.

Die Gestalt des Kopfes ist bei *I. tenuicerca* dieselbe wie bei *I. amplipennis.*

Die Mundgliedmaßen sind bei allen 3 Arten nach dem gleichen Prinzip gebaut. Die Oberkiefer sind sehr kräftig, auf der Innenseite mit starken Zähnen und an der Basis der Innenseite mit einem Kauteil versehen; sie sind unsymmetrisch ausgebildet. Auf dem Unterkiefer sind die Taster fünfgliedrig, während die Lippentaster dreigliedrig sind. Die Unterlippe zeigt eine deutliche Teilung des Postmentums in Mentum und Submentum. Unter der Mundöffnung befindet sich ein Hypopharynx, welcher oben an den Seiten mit vielen unechten Haaren versehen ist.

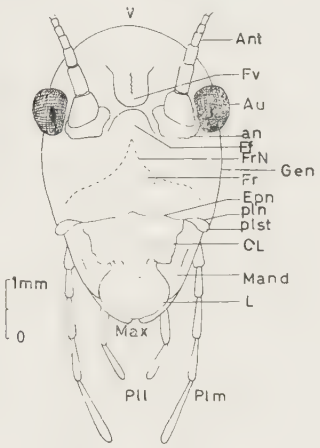

Abb. 20. Kopf des Männchens von *I. pavelii* ♂, von vorne. V: Scheitel (Vertex); Ant.: Fühler (Antenne); Fv: Fastigium verticis; Ff: Fastigium frontalis; Au: Auge (Netz- oder Facettenauge); an: Antennalnaht; FrN: Frontalnaht; Gen: Wange (Gena); Fr: Stirn (Frons); Epn: Epistomalnaht; pln: Pleurostomalnaht; plst: Basalstück des Oberkiefers (Pleurostom); CL: Kopfschild (Clypeus); Mand: Oberkiefer (Mandibel); L: Oberlippe (Labrum); Max: Unterkiefer (Maxille); Pll: Lippentaster (Labialpalpen); Plm: Unterkiefertaster (Maxillarpalpen)

d. Brust

Pronotum

Dieses ist bei *I. amplipennis* und *I. tenuicerca* in der Mitte mehr oder weniger, bei *I. pavelii* dagegen nicht eingesenkt (Abb. 29) und nach rückwärts allmählich breiter werdend. Die Längen des Pronotums sind in der folgenden Tabelle zusammengestellt.

Tabelle 8

Länge des Pronotums

Art	N	Grenzwerte in mm	Mittel in mm
I. amplipennis			
Männchen	24	3–4	3,5
Weibchen	33	3,5–4,5	4
I. pavelii			
Männchen	11	4–4,8	4,5
Weibchen	23	4,5–5,5	5
I. tenuicerca			
Männchen	13	4–5	4,2
Weibchen	66	4,5–5,2	4,5

Elytren und Zirporgane (Abb. 21)

Die Elytren sind keine Flugorgane, sondern stellen bei den Männchen die Stridulationsorgane dar, während sie bei den Weibchen funktionslos sind. Zwischen den beiden Geschlechtern bestehen in bezug auf Größe und Form der Elytren Unterschiede. Die Längen des vom Pronotum nicht bedeckten Teiles der Elytren (von oben gemessen) sind wie folgt festgestellt worden.

Tabelle 9

Elytrenlänge

Art	N	Grenzwerte in mm	Mittel in mm
I. amplipennis			
Männchen	18	4–4,8	4,6
Weibchen	32	2–3	2,5
I. pavelii			
Männchen	11	4,5–6	5
Weibchen	21	2,5–3	2,5
I. tenuicerca			
Männchen	12	4–6	5
Weibchen	7	2,5–3	3

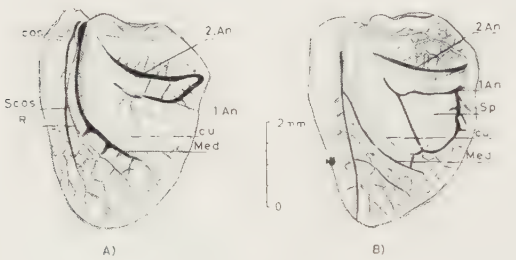

Abb. 21. Linke Elytren von A) *I. amplipennis* ♂, B) *I. pavelii* ♂. An: Analader; Sp: Spiegel (Speculum); cu: Cubitus; Med: Media; Cos: Costa; Scos: Subcosta; R: Radius

Das Elytrengeäder ist bei den Männchen und Weibchen und auch zwischen den 3 verschiedenen Arten unterschiedlich. Bei den Männchen befindet sich an der linken obenaufliegenden, sowie an der rechten darunterliegenden Elytre an der Unterseite der Cubitalregion eine Schrillader, während die Schrillkante nur an der Basis der rechten Elytre liegt. Die Anzahl der auf der Schrillader von *I. amplipennis* und *I. pavelii* befindlichen Schrilleisten ist nicht konstant, sie schwankt bei den linken Elytren von *I. amplipennis*, gemessen an 10 Exemplaren, zwischen 72 und 112 (Mittelwert 96), von *I. pavelii*, gemessen an 10 Exemplaren, zwischen 97 und 115 (Mittelwert 106), bei den rechten Elytren von *I. amplipennis* zwischen 61 und 87 und von *I. pavelii* zwischen 81 und 100. Bei *I. pavelii* werden die Schrilleisten gegen die Basis der Elytren zu immer feiner, was bei *I. amplipennis* nicht der Fall ist.

Bei *I. amplipennis* und *I. tenuicerca* besteht der Zirplaut aus einem kurzen lauten Anfangsteil und einem allmählich leiser werdenden Endteil. Die Männchen von *I. pavelii* hingegen zirpen nur kurz und gleichbleibend laut. Daher kann man die Arten auf Grund ihrer Stridulationslaute unterscheiden.

Gehörorgan (Abb. 22 A, B)

Dieses ist bei allen 3 untersuchten Arten gleich. Es liegt in der Schiene des

Vorderbeines, u. zw. in der Nähe der oberen Basis und hat eine ovale offene Form.

Beine (Abb. 22)

Die 3 Beinpaare sind heteronom; die vorderen und mittleren Beine sind Schreitbeine und die hinteren zu Sprungbeinen umgebildet. Die Länge des Hinterschenkels ist vom systematischen Standpunkt aus gesehen wichtig, weshalb ich sie gemessen und für die 3 Arten folgende Werte erhalten habe:

Tabelle 10

Länge des Hinterschenkels

Art	N	Grenzwerte in mm	Mittel in mm
I. amplipennis			
Männchen	30	15–18	16,5
Weibchen	35	15,5–18,5	17
I. pavelii			
Männchen	16	18–21	19
Weibchen	28	18,5–22,5	20
I. tenuicerca			
Männchen	15	16–18	17
Weibchen	64	15,5–18	17

Es wurden auch die Längen der Hinterschienen gemessen und dabei festgestellt, daß sie ungefähr mit den Schenkellängen übereinstimmen. Bei einem Exemplar konnte ich einmal konstatieren, daß der Hinterschenkel der einen Seite um 1 mm kürzer war als der der anderen; bei einem anderen Exemplar war die Hinterschiene der linken Seite um 1,5 mm länger als die der rechten.

Ein Querschnitt durch die Schiene (Abb. 23 d) zeigt, daß diese an der Innenseite eine rundliche Form hat und an der Außenseite 2 Kanten besitzt. An diesen sind zahlreiche kleinere oder größere Dornen, am rundlichen Teil dagegen nur wenige. Am distalen Teil der Schiene befinden sich 4 Enddornen.

Die Füße sind viergliedrig (Abbildung 23). Die Unterseiten der basalen Fußglieder sind mit sohlenartigen Polstern versehen, die eine Bewegung auf glatten Gegenstän-

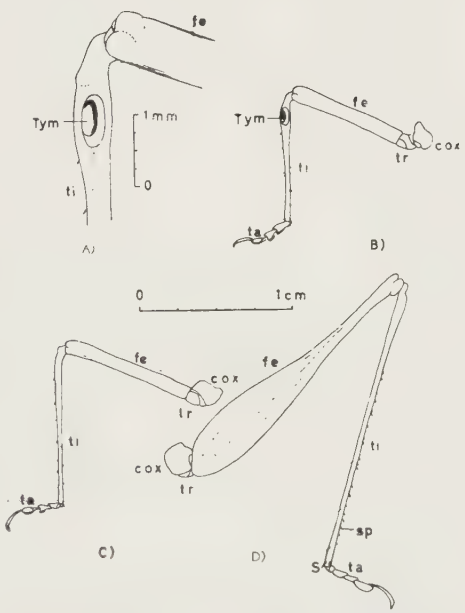

Abb. 22. Beine von *I. amplipennis*. A) Gehörorgan (Tympanalorgan); B) Vorderbein; C) Mittelbein; D) Hinterbein; Tym: Gehörorgan (Tympanalorgan); cox: Hüfte (Coxa); tr: Schenkelring (Trochanter); fe: Schenkel (Femur); ti: Schiene (Tibia); ta: Fuß (Tarsus); Sp: Tibialdornen; S: Enddornen

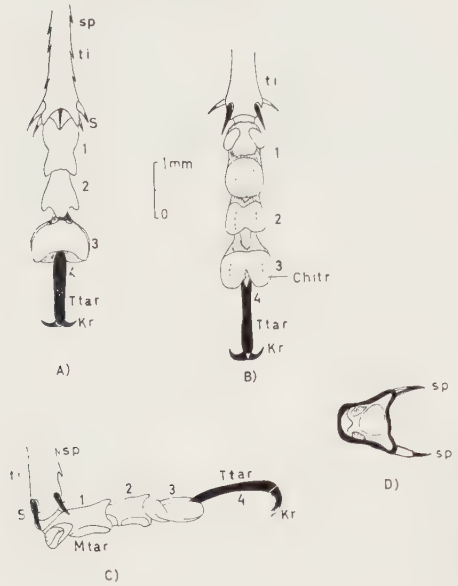

Abb. 23. Fuß- und Schienen-Querschnitt von *I. amplipennis*. A) Fuß von oben gesehen; B) Fuß von unten gesehen; C) Fuß von der Seite gesehen; D) Die Schiene im Querschnitt; Mtar: Metatarsus; Ttar: Telotarsus; Kr: Krallen (Klauen); Chitr: Chitinröhren

den ermöglichen. Das Haftvermögen der Sohlen wurde durch Tümpel (1901) dahingehend erklärt, daß die Heuschrecken ihre Sohlen häufig belecken und mit Speichel gründlich durchfeuchten. An den Sohlen befinden sich Chitinröhrchen. Bei *I. pavelii* erscheinen die Chitinröhrchen deutlicher, da die Farbe der Sohle hier heller ist. Das letzte Fußglied endet mit 2 Krallen.

Fortbewegung

Alle 3 Arten sind flugunfähig. Die Fortbewegung erfolgt, wie Beier (1933) für andere ähnliche Arten erwähnte, meistens schreitend, seltener und nur über kurze Strecken springend. Von ihrem Sprungvermögen machen sie fast nur auf der Flucht Gebrauch und können dann erstaunlich weite Sprünge ausführen.

e. Hinterleib

Dieser ist verhältnismäßig groß und setzt sich aus 11 sichtbaren Segmenten zusammen.

f. Die äußeren Geschlechtsorgane

Weibchen:

Die lange und gekrümmte Legeröhre des Weibchens wird durch ein Paar Anhänge (Gonapophysen) des 8. und zwei Paar des 9. Segmentes gebildet. Die Legeröhre von *I. amplipennis* und *I. tenuicerca* ist kürzer, stärker gekrümmt und feiner gezähnt als jene von *I. pavelii*. Die Länge der Legeröhre aller 3 Arten zeigt folgende Tabelle:

Tabelle 11

Länge der Legeröhre

Art	N	Grenzwerte in mm	Mittel in mm
I. amplipennis	30	7–9	8
I. pavelii	21	8,5–10	9,5
I. tenuicerca	62	8–9	8,5

Diese Werte entsprechen den von Brunner (1878) und Ramme (1950) angegebenen, doch liegen die Grenzwerte weiter auseinander.

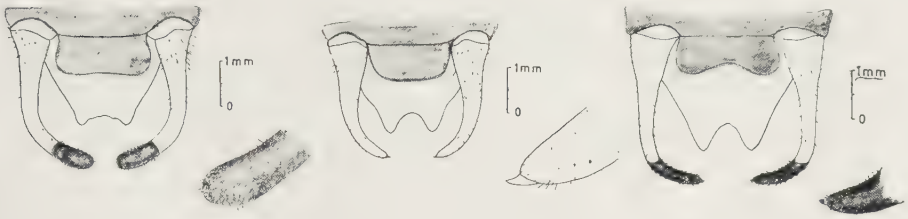

Abb. 24. Cerci von *I. amplipennis* *Abb. 25.* Cerci von *I. pavelii* *Abb. 26.* Cerci von *I. tenuicerca*

Männchen:

Bei diesen bildet das 9. Sternum des Abdomens die ziemlich große und am Ende mehr oder weniger nach innen ausgeschnittene Subgenitalplatte.

Die Cerci der Männchen (Abb. 24, 25 und 26) aller 3 Arten haben für die Bestimmung eine große Bedeutung; RAMME (1950) gibt in seiner Arbeit eine ähnliche Darstellung der Cerci aller 3 Arten, mit der sich meine Beobachtungen im wesentlichen decken.

g. Hermaphroditismus

Bei *I. pavelii* ist auch ein Fall von Hermaphroditismus bekannt geworden, den BRUNNER (1878) beschrieben hat. Dieser Autor berichtet von einem Exemplar, bei dem die linke Körperhälfte männlich und die rechte weiblich ist.

h. Spermatophore (Abb. 27)

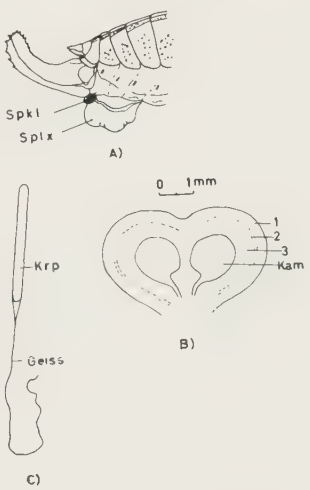

Abb. 27. Spermatophore und Spermium. A) Abdomenende des Weibchens von *I. amplipennis* nach der Begattung, seitlich gesehen; B) paarige Spermatophorenkapsel im Querschnitt; C) Spermium von *I. pavelii* bei 750facher Vergrößerung; Spkl: Spermatophorenkapsel; Splx: Spermatophylax; 1: äußere Schicht d. Spermatophorenkapsel; 2 mittlere Schicht d. Spermatophorenkapsel; 3 innere Schicht d. Spermatophorenkapsel; Kam: Kammer; Krp: Körper d. Spermiums; Geiss: Geißel d. Spermiums

Diese sind bei allen 3 Arten so ausgebildet, wie von BOLDYREV (1915) und GERHARDT (1913) für die anderen Laubheuschrecken angegeben wurde, sie besitzen also einen sogenannten Spermatophylax. Es ist dies ein paariges, aus einer zähen, gallertartigen Schleimmasse bestehendes Anhängsel der Spermatophore. Bei den 3 von mir untersuchten *Isophya*-Arten ist die eigentliche Spermatophorenkapsel ebenfalls paarig, sie besitzt 3 Wandschichten, die 2 nebeneinander liegende Kammern umgeben. Der Spermatophylax ist bei allen weiß und die Spermatophorenkapseln sind gelblich. In den Wäldern von Thrazien unmittelbar nach der Kopula gewogene 4 Spermatophoren von *I. tenuicerca* hatten folgende Gewichte: 0,135 g, 0,150 g, 0,165 g, 0,160 g. Bei der letzten hatte allein der Spermatophylax 0,140 g. Die Länge der Spermatophoren betrug 9 mm, die Breite 5 mm, die Höhe 5–6 mm. An 2 weiteren gewogenen Spermatophoren wurden Gewichte von 0,225 (Spermatophylax 0,195 g) bzw. 0,200 g (Spermatophylax 0,165 g) festgestellt. Bei Feststellungen im Laboratorium an *I. amplipennis* ergaben sich Spermatophorenlängen von 8–9 mm, Höhen von

5,5 mm und Breiten von 6 mm; das Durchschnittsgewicht betrug an 3 Exemplaren 0,230 g.

Die Spermatophore von *I. pavelii* unterscheidet sich der Form nach etwas von den anderen Arten. Bei dieser besitzt nämlich der Spermatophylax hinten und in der Mitte eine Ausbuchtung und gegen vorn zu eine Verdickung.

C. Anatomie

I. Ei

a. Die Struktur der Eischale (Abb. 28)

Bei starker Vergrößerung zeigt ein in Kanadabalsam oder Zedernöl eingelegtes Stückchen der ausgetrockneten Eischale ein Netz von großen Vielecken, die durch eine größere Anzahl kleiner Vielecke ausgefüllt sind. Letztere besitzen in der Mitte je eine feine Öffnung. Führt man die Eischale durch die aufsteigende Alkoholreihe und Xylol, so zeigt sie nachher in Kanadabalsam oder Zedernöl die kleinen Vielecke nicht mehr, sondern nur die großen und zahlreiche Öffnungen. Die großen Vielecke sind im allgemeinen fünfseitig, doch gibt es auch sechs- und vierseitige. Die Öffnungen sind regelmäßig verteilt, hin und wieder liegen aber auch zwei sehr nahe beisammen. Bei 870facher Vergrößerung habe ich bei *I. amplipennis* in einem Vieleck mit Seitenlinien von 0,0138 mm, 0,0214 mm, 0,0275 mm, 0,0230 mm und 0,0214 Millimeter 221 Öffnungen; in einem Vieleck mit Seitenlängen von 0,0295 mm, 0,0089 mm, 0,025 mm, 0,0295 mm und 0,0089 mm 96 Öffnungen und in einem anderen mit Seitenlängen von 0,0325 mm, 0,027 mm, 0,0177 mm, 0,0177 und 0,027 mm 190 Öffnungen gefunden. Aus 30 Messungen wurden in einem Quadrat mit 0,0059 mm Seitenlänge, d. h. in einer Fläche von 0,00 003 481 mm² durchschnittlich 10 Öffnungen festgestellt; somit ergeben sich für eine Eischalenfläche von 1 mm² 287 273 Öffnungen. Der Durchmesser einer Öffnung wurde mit ungefähr 0,001 224 mm gefunden.

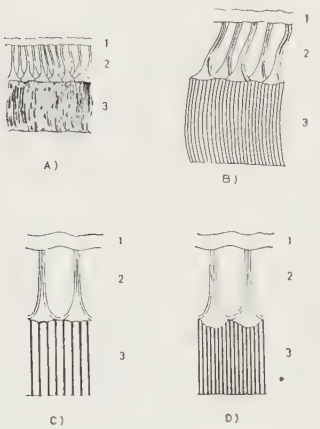

Abb. 28. Feinbau der Eischale. A) Struktur der Eischale von *I. amplipennis* bei 606facher Vergrößerung; B) Struktur der Eischale von *I. amplipennis* bei 2000facher Vergrößerung; C) Struktur der Eischale von *I. amplipennis* bei 2400facher Vergrößerung; D) Struktur der Eischale von *I. pavelii* bei 2400facher Vergrößerung; 1, 2, 3: Zonen

Um den feineren Bau der Eischale zu untersuchen, verwendete ich folgende Methode: die Eier wurden nach der Methode von Bouin, modifiziert nach Dubosq-Brasil, fixiert (Romeis 1948) und nach dem Auswaschen der Fixierungsflüssigkeit über die aufsteigende Alkoholreihe und mehrmals gewechseltes Benzol in Benzolparaffin und schließlich Paraffin gebracht. Zum Schneiden wurde das Mikrotom auf 3 Mikron eingestellt. Die Schnitte wurden nach Entfernung des Paraffins durch Xylol in Zedernöl eingeschlossen. Die Untersuchung bei starker Vergrößerung ergab, daß die Eischale aus 3 Zonen besteht:

1. Zone: Sie ist der äußere dünne Teil und von gelber Färbung.
2. Zone: Sie ist farblos und besteht aus zahlreichen, in Abständen angeordneten Röhren, die sich unten verbreitern. Die Röhren verbinden die 1. mit der 3. Zone.
3. Zone: Sie ist der stärkste und innere Teil der Eischale und weist eine Struktur, die sich in parallelen Streifen ausdrückt, auf. Es wechseln dünne gelbe Streifen mit farblosen, breiten Streifen ab.

Während bei *I. amplipennis* auf die Basis jeder Röhre 3 farblose Streifen kommen, finden sich bei *I. pavelii* 1,5–2mal so viel Streifen. Da die Streifen gegen die Mitte der Basis einer jeden Röhre kürzer werden, befinden sich unter diesen Einbuchtungen in der inneren Zone. Diese sind bei *I. pavelii* besonders deutlich.

Für *I. amplipennis* wurden aus 50 Messungen folgende Werte ermittelt:
die Stärke der 1. Zone schwankt zwischen 0,0018 mm und 0,0035 mm, Mittelwert 0,0025 mm;
die Stärke der 2. Zone schwankt zwischen 0,0040 mm und 0,0090 mm, Mittelwert 0,0060 mm;
die Stärke der 3. Zone schwankt zwischen 0,0136 mm und 0,0180 mm, Mittelwert 0,0150 mm.

Die 1. Zone läßt sich von der 2. loslösen. Die Möglichkeit einer Loslösung der 2. Zone von der 3., ohne ein Zerbrechen derselben, ist nur bei den Eischalen von *I. pavelii* festgestellt worden.

b. Vergleichung der Eier von I. amplipennis und I. pavelii

I. amplipennis:

a. die Breiten- und Längenmaße sind kleiner;
b. die Farbe ist heller;
c. die Außenfläche der Eier ist fest;
d. die 2. Zone der Eischale ist von der 3. anscheinend nicht loszulösen;
e. unter der Basis der der 2. Zone angehörenden Röhren befindet sich eine kleinere Anzahl von zugehörigen parallelen Streifen der 3. Zone; die Einbuchtungen unter der Basis sind nicht tief.

I. pavelii:

a. die Breiten- und Längenmaße sind größer;
b. die Farbe ist dunkler;
c. an der Außenfläche der mit lauem Wasser von der Erde befreiten Eier zeigen sich nach dem Trocknen mit freiem Auge leicht wahrnehmbare Sprünge. Die Oberfläche ist leicht abzulösen oder zerbrechlich;
d. die 2. Zone der Eischale ist von der 3. leicht loszulösen;
e. unter der Basis der der 2. Zone angehörenden Röhren befindet sich eine größere Anzahl von zugehörigen parallelen Streifen der 3. Zone; die Einbuchtungen unter der Basis sind tief.

II. Imago

a. Stigmen (Abb. 29)

Bei den Männchen und Weibchen aller 3 *Isophya*-Arten befinden sich auf jeder Seite der Vorderbrust 1 Paar Stigmen. Die erste Atemöffnung

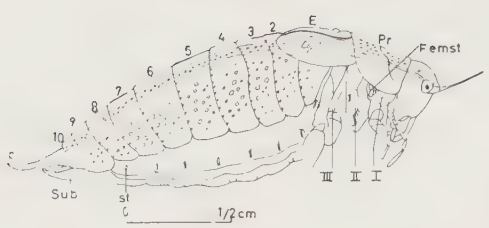

Abb. 29. Stigmen des Männchens von *I. pavelii* von der Seite gesehen. st: Stigmen; E: Elytren

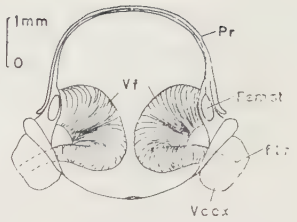

Abb. 30. Die in der Vorderbrust befindlichen Vesiculae femoralis von rückwärts gesehen. Vf: Vesiculae femoralis; ftr: Femoraltrachea; vcox: Vorderhüfte

(Trunkalstigma) ist kleiner, während die zweite (Femoralstigma) auffallend groß und immer offen ist. Das Femoralstigma erscheint im 4. Stadium der Larven nur als eine mit dem unteren Ende des länglichen und schmalen Trunkalstigmas zusammenhängende kleine Öffnung (Abb. 9). Im 5. Stadium ist es eine vom Trunkalstigma getrennte, selbständige große Öffnung und erst bei der Imago ist es voll ausgebildet.

Wenn man die Vorderbrust unter Wasser an der Grenze der Mittelbrust abschneidet und unter dem Präpariermikroskop beobachtet, bemerkt man hinter dem Femoralstigma einen stark erweiterten Hohlraum (vesicula femoralis) (Abb. 30), der in vollständiger Verbindung mit einer aus der Coxa kommenden, zum Tympanalorgan in der Schiene des Vorderbeines verlaufenden und als Femoraltrachea bezeichneten Trachea steht. Um diese Form der Vesiculen, die sich auch bei einem Teil der anderen Tettigoniiden findet, von den primitiveren hornförmigen Typen zu unterscheiden, hat Zeuner (1936) ihr die Bezeichnung „trompetenförmige vesicula femoralis" gegeben. Die Vesiculen sind bei allen 3 Arten getrennt.

Außer den zwei Paar Vorderbrust-Stigmen hat das Tier ein Paar Stigmen auf der Hinterbrust und acht Paare am Abdomen (1.–8. Abdominalsegment).

b. Darmkanal (Abb. 31)

Bei an einem *I. pavelii*-Weibchen vorgenommenen Untersuchungen wurde die Länge des Darmkanals mit 70 mm gemessen, das entspricht also ungefähr der dreifachen Körperlänge. Oesophagus und Kropf sind nicht deutlich voneinander geschieden. Beide Abschnitte sind mit einer Cuticula ausgekleidet, die Zähnchen trägt. Im Kropf befinden sich Längsfalten, in denen die Cuticula weich und ohne Zähnchen ist. Der Kropf ist stark erweitert. Der vom Kropf scharf geschiedene Kaumagen oder Proventriculus ist, wie Beier (1933) allgemein für diese Familie angibt, ein längliches muskulöses Gebilde, welches in seinem Inneren mit 6 Längsreihen stark sklerotisierter Zähne ausgestattet ist. Die Zähne selbst sind quer gestellt, mit Stacheln und Nebenzähnen bewehrt. Zwischen den auf Leisten sitzenden Zahnreihen verlaufen entsprechend vertiefte Furchen.

Der Mitteldarm besitzt in dem an den Kaumagen grenzenden Teil 2 nach vorn gerichtete Blindschläuche. Der Kaumagen scheint an der Stelle, wo die Blindschläuche abgehen, etwas hineinzuragen. Demnach gehen an der Vereinigungsstelle die Ränder der Blindschläuche etwas zwischen die

Innen- und Außenwand des Kaumagens. Die Innenwand des Kaumagens reicht weiter und ist gewellt, ihre Berührung mit den Blindschläuchen ist nicht fest, sondern lose. Die Blindschläuche sind an ihrer Außenseite leicht mit der Außenseite des Kaumagens verbunden. Die eigentliche feste Verbindung kommt dort zustande, wo sich die Wand des Blindschlauches unter die Außenwand des Kaumagens schiebt. Trotzdem lassen sich, wenn man den Kropfteil und den Mitteldarmteil mit den Fingern spannt, diese beiden Teile an der Stelle, an der der Kaumagen und die Blindschläuche sich vereinigen, leicht und ohne zu zerreißen, voneinander lösen. An der Grenze von Mittel- und Enddarm befinden sich die in großer Zahl vorhandenen, dünnen, langen, malpighischen Gefäße; bei einem weiblichen Exemplar von *I. pavelii* zählte ich 91 Stück. Bei einzelnen Exemplaren konstatierte ich an der Grenze von Mittel- und Enddarm 6 Verdickungen; aus jeder einzelnen entsprangen 14–18 malpighische Gefäße. Im allgemeinen aber entspringen diese Gefäße getrennt oder büschelförmig von bestimmten Punkten aus, die alle auf gleicher Höhe liegen.

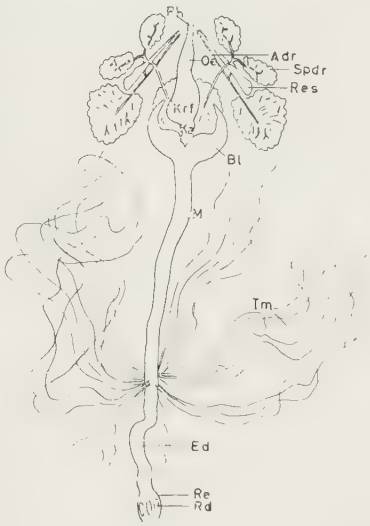

Abb. 31. Darmkanal von *I. pavelii*. Ph: Pharynx; Oe: Speiseröhre (Oesophagus); Krf: Kropf (Ingluvies); Ka: Kaumagen (Proventriculus); Bl: Blindschläuche; M: Mitteldarm; Tm: Malpighische Gefäße; Ed: Enddarm; Re: Rectum; Rd: Rectaldrüsen; Adr: paariger Speichelgang; Spdr: Speicheldrüsen; Res: Reservoir

c. Die Speicheldrüsen (Abb. 31)

Diese sind gut entwickelt und bestehen aus paarigen, traubenartig zusammengesetzten Organen und einem paarigen langen Reservoir. Die Ausmündung geht in die Mundhöhle.

d. Die Geschlechtsorgane

1. Die inneren Geschlechtsorgane des Weibchens (Abb. 32):

Sie bestehen aus dem paarigen, sehr großen büschelförmigen Ovarium. Jedes Ovarium setzt sich aus einer größeren Zahl von Eiröhren (Ovarialröhren) zusammen. Die Ovarialen münden in den paarigen Ovidukt, der sich schließlich zur unpaaren Vagina vereinigt. Die Vagina ist mit einer Bursa copulatrix ausgestattet, an der sich als Anhangsorgan ein rundliches Receptaculum seminis befindet. Neben der Vagina liegt eine einzige lange (bei den Weibchen von *I. pavelii* von mir mit 35–40 mm gemessene) dickliche und farblose Anhangsdrüse.

2. Die inneren Geschlechtsorgane des Männchens (Abb. 33):

Diese bestehen aus 1 Paar ziemlich großer gelber Hoden, 1 Paar von diesen ausgehenden und im Ductus ejaculatorius endender feiner Vas deferens

und zahlreichen schlauchförmigen, mehr oder weniger langen mitunter gewundenen weißen oder farblosen Nebendrüsen.

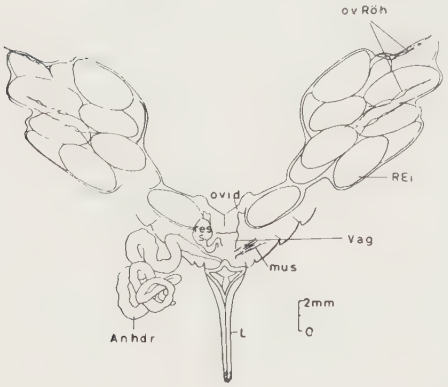

Abb. 32. Innere weibliche Geschlechtsorgane von *I. pavelii.* ovRöh: Ovarialröhren; REi: reifes Ei; ovid: Oviduct; res. s: Receptaculum seminis; Vag: Vagina; Anhdr: Anhangsdrüse; mus: Muskulatur; L: Legeröhre

3. Untersuchungen an den Genitalvalven der Männchen (Abb. 34):

Meine Untersuchungen an den Genitalvalven von *I. amplipennis* (10 Exemplare), *I. pavelii* (10 Exemplare) haben insbesonders den Unterschied zwischen den oberen Genitalvalven dieser 2 Arten erwiesen.

Methode: Zur Untersuchung der Genitalvalven wurden Männchen in einem Zyankali-Giftgas getötet und 2 Tage in diesem Gefäß belassen. Dann ließ sich mit Hilfe des Präpariermikroskopes die die Genitalvalve bedeckende Haut in Wasser leicht ablösen, während

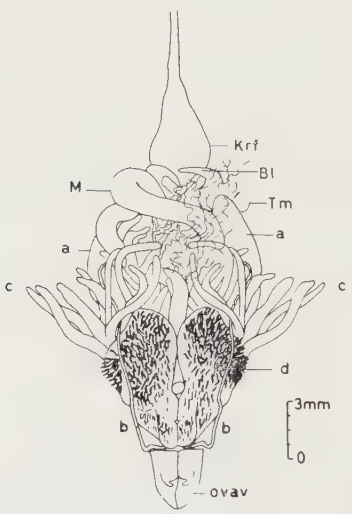

Abb. 33. Innere männliche Geschlechtsorgane von *I. pavelii* von der Ventralseite gesehen. a: Hoden; b: Vas deferens; c: 1. Gruppe der akzessorischen Drüsen; d: 2. Gruppe d. akzessorischen Drüsen; ovav: obere Genitalvalven

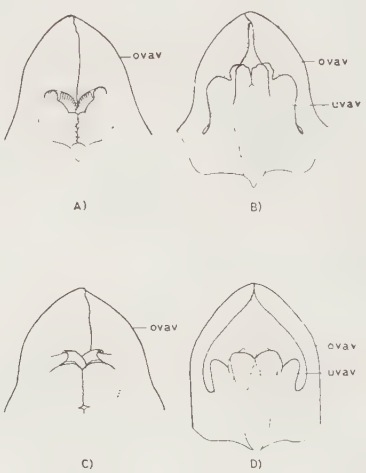

Abb. 34. Genitalvalven. A) von *I. amplipennis* von oben gesehen; B) von *I. amplipennis* von unten gesehen; C) von *I. pavelii* von oben gesehen; D) von *I. pavelii* von unten gesehen; ovav: obere Genitalvalven; uvav: untere Genitalvalven

dies an in Zyankali frisch getötetem oder 1 Tag liegengelassenem Material schwierig war, da sie fest an dem fleischigen Teil haftete.

Beiden Arten sind folgende Teile gemeinsam:

a. 1 Paar obere Genitalvalven in Dreieckform;
b. untere Genitalvalve in Form eines einzigen Stückes, das einen faltigen

und in der Mitte der Oberseite eine Rille besitzenden Teil enthält und sich an der Basis mit den oberen Genitalvalven vereinigt;

c. ein zwischen den beiden Valven liegender, zungenförmiger Teil;

d. 2 gelbe Säckchen zwischen den oberen und den unteren Genitalvalven an beiden Seiten des zungenförmigen Teiles. Diese Säckchen gehen bei Ablösung der die Oberfläche der Valven bedeckenden Haut mit dieser ab. Es handelt sich also bei diesen Säckchen um Bildungen, die durch Einbuchtung der Haut entstehen und zu ihr gehören. Über Funktion und Struktur dieser Säckchen finden sich keine Angaben.

Wie aus den Abbildungen genauer ersichtlich ist, liegt der Unterschied zwischen den Arten in der Form des über den oberen Genitalvalven befindlichen Teiles.

e. Spermium (Abb. 27 C)

Wenn unmittelbar nach der Kopula ein Tropfen der in der Spermatophorenkammer vorhandenen, unzählige Spermien enthaltenden Flüssigkeit unter dem Mikroskop untersucht wird, sieht man, daß das Spermium aus einem stabförmigen Körper mit einer Geißel an seinem Ende besteht und die Geißel den vorn befindlichen Körper durch spiralige Bewegungen vorwärtsbewegt.

Zur Feststellung der Länge des Spermiums wurde ein Ausstrich von etwas Samenflüssigkeit von *I. amplipennis*, wie ein Bakterienpräparat getrocknet, durch Erhitzen fixiert, mit Karbolfuchsinlösung gefärbt und in Kanadabalsam eingeschlossen. An diesem Präparat wurde die Länge des Körpers mit 0,0230 mm und die der Geißel mit 0,0561 mm gemessen. Mittels der gleichen Methode wurde bei Spermien aus den Hoden eines alten Männchens von *I. pavelii* die Länge des Körpers mit 0,0196–0,0200 mm, die Stärke desselben mit 0,0012–0,0018 mm, somit durchschnittlich 0,0015 mm, und die Länge der Geißel mit dem 2–2,5fachen des Körpers festgestellt.

Aus dem Institut für angewandte Zoologie in München

Lestodiplosis-Larven (Dipt., Itonid.) in Borkenkäferfraßgängen

Von H. E. Wichmann, Hebertshausen-München

Im Jahre 1894 beschrieb Kieffer (4) unter dem Namen *Coprodiplosis cryphali* (n. gen., n. sp.) die freilebende Larve einer Gallmücke, die heute, Art wie Gattung, zu *Lestodiplosis* gestellt wird. Diese Larven fanden sich in zu Boden gefallenen Buchenzweigen, im Brutbilde von *Ernopocerus fagi* (F.), (damals Gattung *Cryphalus*).

Die Larven aller *Lestodiplosis*-Arten sind freilebend und soweit bekannt zoophag. Sie sind vielleicht nicht so monophag als es gegenwärtig den Anschein hat, aber die vorliegenden ökologischen Angaben sind dürftig, und ohne eine Neubearbeitung der Gattung stößt die Bestimmung der weit über hundert beschriebenen Arten auf größte Schwierigkeiten.

Die Kiefferscbe Angabe muß Kleine entgangen sein, denn er bringt sie in seiner verdienstvollen Zusammenstellung Die europäischen Borkenkäfer und die bei ihnen lebenden Räuber, Parasiten und Commensalen (6) nicht.

Ich konnte wiederholt zu dieser Gattung zu stellende Itonididenlarven im Fraßbilde kleiner Borkenkäfer finden, doch war die Art ihres Nahrungserwerbes nie erkennbar. Manches spricht dafür, daß sie *Cryphalus*-Larven räubern.

Es mag darum nicht wertlos sein, einige Hinweise zu geben.

Lestodiplosis-Larven haben kein Sprungvermögen. Sie sind auffallend tief rot gefärbt und ihre charakteristischen pedes spurii, je 2 auf dem Meso- und Metathorax, je 3 auf den ersten 7 Abdominalsegmenten, sind schon unter der schwachen Lupe sichtbar. Die Verpuppung aller von mir beobachteten Arten geschieht in einem Gespinnst.

Nachfolgend meine Begegnungen mit diesen Larven: 1. *Lestodiplosis* spec., Larve. Im Larvenfraßgang von *Cryphalus abietis* Ratzeb., Ampermoching, Ob. Bayern, 490 m SH, Winter 1944/45. In unterdrückten Fichtenstämmchen von etwa 8 cm Durchmesser. Der Besatz mit den Gallmückenlarven war ungewöhnlich hoch, bis zu 2 Ex. je qdm. Ein ♀, das im Frühherbst im Walde an diesem Stämmchen bei der Eiablage – von außen in einen Rindenriß – beobachtet wurde, konnte nach den Flügelmerkmalen sehr wohl in die Gattung gehören. Die Larven lebten mitten im reichen Besatz von Borkenkäferlarven, die an der Wende zum Puppenstadium standen.

2. *Lestodiplosis* spec., Larve. Einzelne Exemplare im Gewirre des Larvenfraßes von *Cryphalus saltuarius* Weise, Kirchsee bei Bad Tölz, Ob.B., SH 710 m, 15. Mai 1945. In unterdrückten Fichtenstämmchen.

3. *Lestodiplosis* spec., Larve. Im Larvenfraße von *Cryphalus saltuarius* Weise, Mahdtal bei Riezlern (Kleines Walsertal), SH 1450 m, 12. September 1949. In den obersten Totästen alter Fichten, wo die Jungkäfer in den Brutflächen am Reifungsfraße sind.

4. *Lestodiplosis* spec., Larven im Brutfraße des *Pityophthorus knoteki* Reitt. in *Pinus Cembra*. Funtensee bei Berchtesgaden, 1650 m SH (Naturschutzgebiet). Die Imago schlüpfte 1953 aus Bruten, eingetragen und gezwingert im August 1952 (Material: Larven und Imago in der Sammlung Dr. E. Möhn, Stuttgart).

5. *Lestodiplosis* spec. Larven im Gewirre des Larvenfraßes von *Pityophthorus ramulorum* Perr. In den von dieser Art bewohnten dünnsten Weißkiefernzweigen, Mappach bei Lörrach, Südbaden, 250 m SH. Hier konnte zum ersten Male eine fast erwachsene *Lestodiplosis*-Larve dicht an einer halbgeleerten *ramulorum*-Larve angetroffen werden, unter Umständen, die den Verdacht von Räuberei rechtfertigen. (Material: Larven und Imagines in der Sammlung des Inst. f. angew. Zoologie, München.)

6. *Lestodiplosis* spec. Larven im Larvenfraß von *Pityophthorus lichtensteini* Ratzeb., Weißkiefer. Sien im Nahegau, 380 m SH, 12. Okt. 1955. Bei der nachträglichen Untersuchung der überwinternden Bruten wurden hauptsächlich Jungkäfer, einige Puppen und verspätete Larven gefunden. Auch hier war beim Öffnen des Zweiges eine Gallmückenlarve dicht an einer fast leeren Borkenkäferlarve gesehen worden. (Material: Larve, in der Sammlung des Institutes f. angew. Zoologie, München.)

7. ? *Lestodiplosis* spec. Zwei Mücken, geschlüpft aus Zuchten von *Pityophthorus lichtensteini* Ratzeb. um den 15. Aug. 1956, von Ottershausen, Ob.B., 460 m SH, Weißkiefer. (Material: 2 Imag. in der Sammlung des Inst. f. angew. Zoologie, München.)

8. *Lestodiplosis* spec. Ottershausen, 460 m SH, die Imago gezogen (im Zimmer) am 10. Nov. 1953. Bei meinen *Ips typographus*-Untersuchungen habe ich *Lestodiplosis*-Larven mehrmals unter Umständen gefunden, die daran denken ließen, sie könnten bei diesem Käfer gelebt haben. Es waren dies stets Bruten in den basalen Teilen stehender Käferbäume, wo auch die eigenartig gescharten Larven von *Camptomyia* indet. spec. (Itonid., Porricondylinae) lebten.

Camptomyia hat zum Buchdrucker keine unmittelbare Beziehung. Die der Fichte eigene Art legt ihre Eier, meist beginnend mit der Zeit des Besatzes durch *typographus* in Rindenspalten. Die Larven durchsinken das Rindengewebe und finden sich dann in längsgeordneten, gedrängten Scharen im Niveau des Kambiums. Den durch ihre Ausscheidungen veränderten Rindenbezirken weichen die fressenden Buchdruckerlarven wenn möglich aus, weshalb es trotz engster Nachbarschaft meist zu keiner Überlagerung des Fraßes kommt.

Schließlich traf ich die *Lestodiplosis*-Larven saugend an solchen von *Camptomyia* und konnte sie mit dieser Nahrung im Gläschen zur Imago bringen. (Material: Larven und Imago in der Sammlung Dr. E. Möhn, Stuttgart.)

(Hochrote Itonididenlarven, 1937 von mir im Rosaliengebirge, Niederösterr., im Fraße von *Cryphalus saltuarius* Weise angetroffen, müssen wohl solche von *Lestodiplosis* gewesen sein.)

Zusammenfassung

Es ist nicht ohne Reiz, unter den im Ipidenfraß lebenden Tierarten nun auch Itonididenlarven zu wissen, ganz gleich, ob sie Räuber am legitimen Bewohner, Kleinräuber oder sonstige Einmieter sind. Ihr Bekanntwerden von der Ostgrenze Niederösterreichs bis in das Bergland westlich vom Rhein darf als ein Hinweis auf ein allgemeines Bestehen dieser Beziehungen im

mitteleuropäischen Raume gelten, unterstrichen durch das Vorkommen von den tiefsten Lagen des Nadelwaldes, bis an dessen obere Grenze in den Alpen. Als Wohnungsgeber sind bisher nur kleine Borkenkäferarten aus den Gattungen *Ernopocerus, Cryphalus* und *Pityophthorus* bekannt.

Summary

It is interesting to know that Itonidid larvae are amongst the inhabitants of Ipid frass, irrespective of whether they are predators or not.

Their becoming known from the eastern border of Lower Austria to the mountainous areas west of the Rhine may be considered to point to a general occurrence in this habitat in central Europe. This is underlined by their presence in coniferous forests from the lowest levels to their upper limits in the Alps. Up to now only small bark beetles of the genera *Ernopocerus, Cryphalus* and *Pityophthorus* are known as hosts.

Literatur

1. Rübsamen: W. E. Z **10** (1891), 7 und Tafel. (Beschreibung einer roten *Cecidom.*-Larve mit Scheinfüßen, saugend an Larven von *Cecidomyia galii.*)
2. Rübsamen: B. E. Z. **36** (1891), 393: *(Diplosis vorax* n. sp., zur Larve unter 1 gehörig, saugt Larven von *Cecidom. galii* und *C. symphyti* aus.)
3. Kieffer, J. J.: Bull. Soc. ent. France **63** (1894), p. XXVIII. *(Lestodiplosis* n. g.)
4. Kieffer, J. J.: Feuille Jeun. Natural. **24** (1894), 84. (p. 119: *Coprodiplosis cryphali* n. g., n. sp.)
5. Möhn, E.: Beiträge zur Systematik der Larven der Itonididae, I. Teil: Porricondylinae und Itonidinae Mitteleuropas. – Zoologica, Bd. 38 (1955), Heft 105. (p. 83–84, Taf. 9, Fig. 14–15: Neubeschreibung der Larve von *Lestodiplosis vorax.)*
6. Kleine, R.: Ent. Blätt. **40** (1944), 68–83, 125–133.

Aus der Biologischen Bundesanstalt, Institut für gärtnerische Virusforschung, Berlin-Dahlem

Über einen Rindenlausbefall (*Stomaphis quercus* (L.)) an Birke

Von Kurt Heinze

Im Arboretum der Biologischen Bundesanstalt in Berlin-Dahlem sind einige Bäume, in deren Nähe sich Ameisen angesiedelt haben, seit längerer Zeit unter Beobachtung. Prof. Dr. Hase, der die Lebensvorgänge in den Ameisenkolonien studiert und die Schäden verfolgt, die von den Ameisen durch Herausnagen von Gängen und Verarbeiten des Holzes verursacht werden, machte mich darauf aufmerksam, daß die Ameisen vermutlich durch Lachniden zum Besuch der Bäume und zur Anlage des Nestes am Grunde des Baumes angeregt werden. Ohne Schwierigkeit war der Zusammenhang zwischen Ameisen und Lachniden an Eichen festzustellen; die relativ häufigen Arten *Schizodryobius longirostris* Mordv. und *Lachnus roboris* L. saugen offen an Zweigen und Ästen. Eine andere Art, *Stomaphis quercus* L., ist wesentlich schwieriger aufzufinden. Sie lebt in Rindenrissen von Eichen und

Abb. 1. Zwei kleine Kolonien der Rindenlaus *Stomaphis quercus* (L.) auf Birke. In der oberen Kolonie reicht der Rüssel der unteren Rindenlaus unter der rechten durch und endet neben deren Rüssel, in der unteren Kolonie endet der Rüssel der linken (unteren) Rindenlaus im Bogen unter der rechten. Bild Biologische Bundesanstalt Berlin-Dahlem (Schälow)

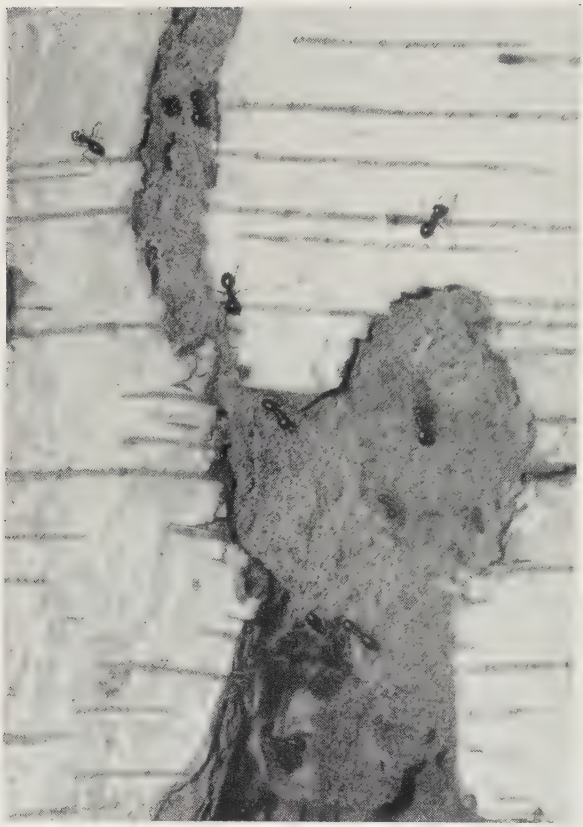

Abb. 2. Rindenrisse, von der Ameise *Lasius fuliginosus* Latr. mit Holzfasermasse überbrückt. Bild Biologische Bundesanstalt, Berlin-Dahlem (SCHÄLOW)

Birken verborgen, geht auch etwas unter die Rindenschuppen und ist durch die graubraune Farbe mit dunkler Querstreifung gut an den dunklen Untergrund in den Rindenspalten angepaßt. Die Art ist mattglänzend und besitzt keine Wachsbedeckung. Sie ist schon bei Lupenbetrachtung von der verwandten Art *Stomaphis radicicola* H. R. L., die nur im Wurzelbereich lebt, durch Fleckenreihen auf dem Rücken, je Ring 2 quergestreckte, eng aneinander grenzende Flecke, zu unterscheiden. Sehr charakteristisch für die Gattung *Stomaphis* ist der außergewöhnlich lange Rüssel, der in voller Länge ausgestreckt das 2–2½-fache der Körperlänge erreichen kann (Abb. 1). Beim Einstich in die Rinde kann der Rüssel teleskopartig zwischen 1. und 2. Glied eingeschoben werden, und außerdem kann das 1. Glied noch in den Körper zurückgezogen werden. Die Rüssellänge kann dadurch so stark reduziert werden, daß der sichtbare Teil noch unter Körperlänge bleibt (Abb. 1 unten rechts). Beim Laufen wird der lange Rüssel unter dem Körper getragen. Der Endteil reicht dabei weit nach hinten über die Rindenlaus hinaus. Es kommt nicht selten vor, daß die Rindenlaus unter dem Körper hindurch hinter sich in die Rinde einsticht. Die Regel ist aber doch der Einstich vor dem Kopf. Beim Einbohren der Stechborsten zucken die Fühler ständig sehr schnell. Das nervöse Vibrieren der Fühler geht nach vorn und zurück zur Mitte und nach hinten zurück zur Mitte, ohne daß aber eine Regelmäßigkeit in der Richtungsänderung zu beobachten wäre. Auch bei Störungen setzt das nervöse Fühlerzucken ein. Der Einstich geht so tief in das Gewebe, daß beim Abnehmen der Rindenläuse sehr leicht der weichhäutig mit der Brust verbundene Kopf abreißt. Selbst nach wiederholter Reizung war die Rindenlaus gewöhnlich nicht in der Lage, die Stechborsten schnell aus dem Gewebe herauszuziehen, wie das die Arten mit normal langem Rüssel können. Wegen der verborgenen Lebensweise dieser Art dürfte eine erzwungene Unter-

brechung des Saugvorganges kaum in Frage kommen. Überdies sorgen die Ameisen dafür, daß alle störend wirkenden Faktoren ferngehalten werden.

Der Befall mit *Stomaphis quercus* wurde an 2 Bäumen festgestellt, an einer kräftigen Eiche in vereinzelten Exemplaren tief in der Rinde und an einer alten Birke, die durch Bomben während des letzten Krieges schwere Schäden auf halber Stammhöhe erlitten hat, so daß erhebliche Teile des Holzkörpers freiliegen und der Verwitterung ausgesetzt sind. Der Stammumfang beträgt etwa 105 cm. Am Grunde des Stammes befindet sich ein Nest von *Lasius fuliginosus* Latr. Der Befall an Birke war sehr viel stärker als an Eiche. Die Rindenlaus war in einzelnen Exemplaren und in kleinen Kolonien bis in einem Bereich von 2–3 m über der Erdoberfläche anzutreffen. Die Stellen, an denen der Baum versucht hatte, die durch Bombensplitter erlittenen Verletzungen auszuheilen, waren wesentlich dichter besiedelt als der gesunde Rindenteil des Baumes. Rindenbezirke auf der Gegenseite – ohne tiefe Rißbildung – waren im wesentlichen frei von Befall. An Birken, die in der Nähe des befallenen Baumes stehen und die keine Rindenschäden aufweisen, konnte *Stomaphis quercus* nicht festgestellt werden.

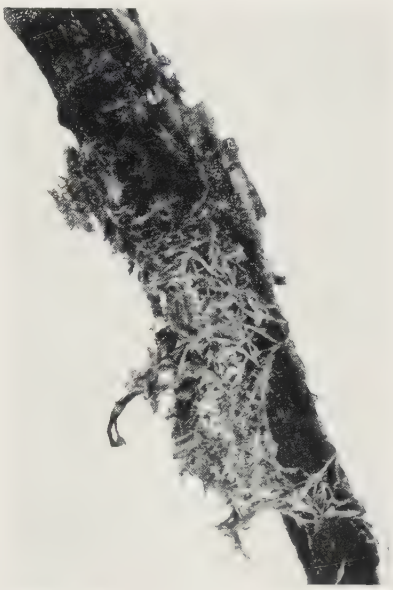

Abb. 3. Ein Teil der Holzfaserdecke, mit der Rindenrisse über den Kolonien der Rindenläuse abgedeckt wurden. Bild Biologische Bundesanstalt, Berlin-Dahlem (Schälow)

Direkte Schäden durch die Saugtätigkeit der Rindenlaus scheinen nicht zu entstehen. Schädlich können aber die Ameisen im Zusammenhang mit dem Rindenlausauftreten werden. Von den Ameisen war der Versuch unternommen worden, die etwas freier sitzenden Rindenläuse zu schützen. Zu diesem Zwecke hatten sie Holzspäne aus dem freiliegenden Holzteil des Baumes herausgenagt und überdeckten damit die Rindenspalten, in denen sich kleine Rindenlauskolonien angesiedelt hatten (Abb. 2). Die Holzfasern waren so dicht aneinandergefügt, daß die Schutzschicht auch kräftige Regen überdauerte. Vermutlich wurde eine klebrige Substanz als Bindemasse benutzt, da die längeren Fasern nicht ineinander verflochten sind (Abb. 3).

Literatur

Börner, C.: Europae centralis Aphides. Mitt. thüring. Bot. Gesellsch. Beiheft **3**, Weimar 1952.

Hille Ris Lambers, D.: On some mainly Western European aphids. Zool. Mededeel. (Leiden) **28**, 291–333, 1947.

— On aphids from the Netherlands, with descriptions of new species *(Aphididae, Homoptera)*. Tijdschr. voor Entom. **98**, 229–249, 1956.

Ist die sommerliche Entwicklungsruhe der mitteleuropäischen Tannenläuse durch Räuberfraß vorgetäuscht?

Von E. Merker, Freiburg

In der Arbeit von Karafiat und Franz: Studien zur Populationsdynamik der Tannenstammlaus *Adelges (Dreyfusia) piceae* (Ratz.) 1956 und in einer Entgegnung dieser Autoren (1958) auf die Einwände von Pschorn-Walcher und H. Zwölfer (1957) gegen diese Untersuchung haben die zuerst genannten Verfasser die sommerliche Ruhepause in der Lausentwicklung gegenüber allen früheren Autoren als räuberbedingt bezeichnet. Die Mutterläuse werden also in solchem Ausmaß weggefressen, daß Entwicklungsruhe vorgetäuscht wird. Da es der schlüssigen Beweise hierfür ermangelt, möge auch von mir im folgenden diese Frage an Hand meiner eigenen Erfahrungen nachgeprüft werden. Dabei sind noch weitere Ergebnisse der Arbeit näher zu beleuchten.

Gegen die Darlegung von Karafiat und Franz wurden bereits zwei sehr schwerwiegende Einwände erhoben. Der erste von Pschorn-Walcher und H. Zwölfer (1958) beruht darauf, daß die erstgenannten Verfasser nicht, wie sie angeben, beim Photographieren der Lausbevölkerung auf ihren Versuchsrindenbezirken lebende Läuse selbst, sondern in vielen unkontrollierten Fällen deren Wachswollhäufchen den Sommer über beobachtet haben. Da diese Wachswolle der Mutterläuse in Käfigen vor den Witterungsunbilden geschützt ist, bleibt sie viele Monate lang unversehrt erhalten. Sie täuscht noch Leben vor, nachdem die Erzeugerinnen der Wachswolle längst abgestorben sind. Ähnliches hat Merker (1955) bereits auf der Pflanzenschutztagung in der Diskussion über den Vortrag Karafiat vorgebracht.

Der zweite Einwand von Merker (1958) beweist nichts anderes, als daß die Verfasser der populationsdynamischen Studie glaubten, die *Dreyfusia piceae* vor sich zu haben, während sie in Wirklichkeit im Tannenbestand von Knoden mit der *Dreyfusia merkeri* experimentierten.

Franz (1958) meint, dieser zuletzt genannte Vorwurf ginge ihn nichts an, da die genaue Diagnose der neuen Art nach dem Abschlusse seiner Arbeit mit Karafiat (1956) erschienen sei. Seine Darstellung wird jedoch infolge des Weglassens von wichtigen Tatsachen verbesserungsbedürftig: Bereits 1954 hat er in Neuenahr auf der Pflanzenschutztagung unsere Bilder von ganz ungewöhnlichen und bisher völlig unbekannten Schäden einer piceae-Laus auf allen Altersklassen der Tanne gesehen. Daraufhin besuchte er uns im folgenden Jahr in Freiburg, und wir haben ihm umfangreiches mikroskopisches Material und im Freien auch die ungewöhnlichen Saug-Schäden gezeigt! Er glaubte sich diesen Tatsachen dadurch entziehen zu können, daß er sie als Mischbefall bezeichnete (1956 p. 498)! Inzwischen waren unsere beiden Arbeiten Merker und Eichhorn „Allg. Forst- und Jagdzeitung 1955" und Merker und Eichhorn „Der Forstmann" H. 3, 1955 erschienen, die jeden, der mit Tannenläusen zu tun hat, interessieren mußten.

Hätte FRANZ seine Versuchslaus wirklich gekannt, so hätte er, nach den Proben, die ihm bei uns gezeigt wurden, sofort wissen müssen, daß nicht die gewöhnliche *piceae* im Tannengebiet von Knoden lebt. Im Jahre 1956 hatte er die Gunst des Augenblicks, selbst die neue Laus zu erkennen, verpaßt, denn anfangs 1956 lagen bereits 2 Arbeiten von PSCHORN-WALCHER und H. ZWÖLFER vor (Zeitschrift für angew. Entomologie und Anzeiger für Schädlingskunde), worin die spätere *Dreyfusia merkeri* als neue Form *Dreyfusia piceae f. aggressiva* beschrieben und abgebildet wurde. Zur gleichen Zeit, also ein halbes Jahr vor dem Erscheinen der Arbeit von KARAFIAT und FRANZ (1956), war auch eine Mitteilung von MERKER und EICHHORN über die systematische Stellung der ungewöhnlichen *piceae*-Laus in den „Naturwissenschaften" erschienen. FRANZ und KARAFIAT hätten also spätestens damals ihr Material überprüfen müssen, und falls sie dazu nicht in der Lage waren, es an PSCHORN-WALCHER und ZWÖLFER schicken können, wenn sie schon unseren bei dem Besuch von FRANZ in Freiburg geäußerten Wunsch, uns von seinen Knodener Läusen Proben zukommen zu lassen, nicht erfüllen wollten (s. u.). Damals hätte FRANZ seine stark gefährdete Arbeit noch zurückhalten können, wenn er nicht auf den Gedanken verfallen wäre, unsere Untersuchung dadurch abzutun, daß er die Freiburger Lausvorkommen ohne die nötigen Unterlagen, als Mischbefall bezeichnete[1]. Denn FRANZ nahm bei seinem Besuch in Freiburg, wo ihm alles mit größtem Entgegenkommen gezeigt wurde, von den Wasserreisern, der am Wege stehenden Tannen in Handhöhe Proben mit, worauf, wie bei uns häufig, *Dreyfusia nüsslini* angesiedelt waren. Von unseren 40jährigen Versuchsbäumen im Bestand, die in dichtem Unterholz keine Wasserreiser ausgebildet hatten, konnte er keine Proben holen, weil er nicht zu den Tannen durchdrang und weil ihr Befall in den Kronenspitzen vom Boden aus nicht erreichbar war! Nach einer Aussprache mit ihm gab er dann zu, daß er sich geirrt haben könnte; er hat aber noch keine Gelegenheit wahrgenommen, seinen Irrtum auch öffentlich bekanntzugeben, oder die entsprechenden Abschnitte in der Arbeit zurückzunehmen!

Bei seinem Besuch in Freiburg hatte ich FRANZ gebeten, uns Proben von seinen hessischen Läusen zukommen zu lassen. Er schickte uns jedoch als *D. piceae* deklarierte *Dreyfusia nüsslini!* Unser Hinweis auf diesen Irrtum blieb ohne weitere Materialsendung.

Ferner kam ein Vergleich der mikroskopischen Präparate zum Ausgleich der wissenschaftlichen Differenzen von EICHHORN und FRANZ nicht zustande, weil die Knodener Präparate nicht gefärbt gewesen seien.

Diese Angabe ist ganz unverständlich. Man färbt *piceae*-Läuse im Präparat an, um ihre überaus schwache Chitinskulptur auf dem Rücken sichtbar zu machen. Alle anderen Tannenlausarten *(nüsslini, prelli, merkeri)* brauchen nicht gefärbt zu werden, weil ihre Zeichnung auch ohne Färbung kräftig genug zur Artbestimmung hervortritt. Man hätte also die Färbung der Präparate von KARAFIAT und FRANZ leicht nachholen und doch noch mit den unsrigen vergleichen können. Daß dies vermieden wurde, ließ uns aufhorchen.

Der einzige, der die Verantwortung dafür trägt, daß das Tannengebiet von Knoden bei Lindenfels von uns 1957 besucht wurde, ist der Verfasser vorliegender Veröffentlichung. Seit seiner Gießener Zeit ist es ihm bekannt

[1] KARAFIAT und FRANZ (1956 p. 475 und 1958) schreiben unberechtigter Weise, daß die Ergebnisse von EICHHORN (MERKER und EICHHORN 1955) von Topfpflanzen stammten. EICHHORNS Angaben beruhen vor allem auf Beobachtungen im Freiland; zur Nachprüfung dieser Feststellungen hat er daneben auch Zuchten im Laboratorium benutzt.

und es gehört zu seinem engeren Arbeitsgebiet. Übrigens war es seit Frühjahr 1956 nach dem Absterben der Läuse durch die große Kälte von den Darmstädter Autoren verlassen. Das steht nicht nur in ihrer Veröffentlichung (1956), es ließ sich auch an ihren Versuchsbäumen erkennen. Übrigens besucht Herr FRANZ auch häufig unser Arbeitsgebiet, den Schwarzwald, ohne uns davon in Kenntnis zu setzen!

Wir haben mehrere ausgedehnte Fahrten durch Deutschland und Österreich gemacht, um die Ausbreitung der neuen Freiburger Art zu studieren. Daß wir gerade das vereinzelte Tannenvorkommen von Knoden aufsuchten, wurde einmal dadurch begründet, daß es mich interessierte und weiter dadurch, daß mir das Verhalten und die Angaben von FRANZ in mancher Hinsicht aufklärungsbedürftig erschienen. Der besondere Erfolg dieser Fahrt lag darin, daß im Tannenbestand bei Knoden die neue Freiburger Art im Reinbefall vorkam und nicht, wie FRANZ bekanntgab, die *Dreyfusia piceae!*

Nach insgesamt 5 Reisen in das Gebiet von Knoden haben wir unsere erste Feststellung immer wieder bestätigt gefunden. Wenn FRANZ sich nicht genügend Klarheit über die Artzugehörigkeit seines Versuchstieres verschafft hat, so sollte er doch diesem Versäumnis nicht noch hinzufügen (1958), daß es gleichgültig sei, mit welcher Lausart er bei seinen Versuchen arbeite! Auch von seinen übrigen Versuchsflächen in Bayern weiß man nicht, welche Versuchstiere er dort antraf. Da es in Mitteleuropa drei verschiedene Arten von Tannenstammläusen gibt *(piceae, nüsslini* und *merkeri),* so besteht die Möglichkeit, daß er die Ergebnisse von verschiedenen Läusen zusammengetragen hat. Außerdem ist die Phaenologie der neuen Freiburger Art durchaus nicht gleich der von *Dreyfusia piceae,* beide weichen vielmehr phaenologisch sehr deutlich voneinander ab (EICHHORN). Auch ihre Rüssellängen stimmen nicht überein. Somit werden 2 Faktoren benannt, wozu noch weitere von EICHHORN (1957) kommen, die die Verfasser FRANZ und KARAFIAT sehr wesentlich bei ihren Versuchen angehen. Es ist also gar nicht gleichgültig, und die Angaben der Verfasser werden unbrauchbar, wenn sie die Vorgänge bei der *piceae*-Laus beschreiben und irrtümlich eine andere studiert haben, sofern überhaupt noch wissenschaftlich einwandfreie Ergebnisse erzielt werden sollen!

Bei den Untersuchungen über die Bevölkerungsbewegung von Läusen nach der Art der Verfasser muß meines Erachtens folgendes mit aller Genauigkeit berücksichtigt werden:

1. Das Großklima, das Kleinklima im Bestand, das Mikroklima in den Käfigen und das Mikroklima auf der freien Rinde in der Nähe der Zwinger. Außerdem müssen die Niederschläge im Bestand oder, noch besser, im Versuchsgebiet des Bestandes täglich registriert werden; denn der Regen spielt für gewisse Entwicklungsstadien der Laus eine mitunter vernichtende Rolle (SCHIMITSCHEK 1922; MERKER und EICHHORN 1955 p. 101; MERKER, EICHHORN und v. KLEIST 1957). Es darf also nicht vorkommen, daß diese Eingriffe von Außenfaktoren als Räubertätigkeit registriert werden.
2. Ebenfalls wichtig ist der Rindenzustand, der die Läuse fördern oder hemmen kann. Es ist demnach vor Beginn der Versuche festzustellen, in welchem Zustand sich die Rinde befindet, ob sie noch eine Vermehrung der Laus gestattet oder ob sie die Lauspopulation von sich aus beeinträchtigt (KLOFT 1957). Das Zurückgehen der Läuse infolge Nahrungsmangels kann ebenfalls fälschlich als Wirkung der Räuber ausgelegt werden.

3. Über die Räuber insgesamt ist zu sagen, daß man wissen muß, in welchen Mengen sie beim Beginn der Versuche vorhanden sind. Über ihre Bevölkerungsbewegung während der Versuche ist ebenso genau Buch zu führen, wie über die Läuse selbst, damit das Verhältnis beider zueinander klar wird. Dabei ist festzustellen, ob sie sich über die Baumrinde gleichmäßig verteilen, oder ob sie z. B. zeitweise die wärmere Südseite bevorzugen, während sie auf der Nordseite in geringeren Mengen anzutreffen sind und umgekehrt. Auch für sie muß genau wie für die Läuse die Abhängigkeit vom Klima und vor allem vom Regen festgestellt werden.

Vergleichen wir mit diesen Forderungen nun das, was die beiden Autoren in ihren Untersuchungen geboten haben:

Zu 1. Zunächst läßt sich aus den Angaben in der Arbeit von 1956 feststellen, daß die klimatischen Daten von der Wetterstation Neunkirchen/Odenwald stammen, die nicht nur 6 km von Knoden entfernt liegt, sondern auch, was nicht erwähnt wird, um 200 m tiefer gelegen ist als der Tannenbestand, worin die Versuche stattfanden. Es wird niemand annehmen, daß die Wetterdaten der Station denen bei Knoden entsprechen, ganz abgesehen davon, daß in einem Waldbestand andere Werte gemessen werden, als im freien Feld. In Tabellenform sind die monatlichen Mittelwerte der Temperatur und die Monatssummen der Niederschläge von Neunkirchen im Odenwald mitgeteilt. Da bei den Versuchen von KARAFIAT und FRANZ die täglichen klimatischen Extremwerte viel nötiger gewesen wären, ist es nicht ersichtlich, was diese Temperaturmittelwerte und die monatlichen Niederschlagssummen in ihrer Arbeit für einen Sinn haben. Auf jeden Fall wurden sie von ihnen weder erörtert, noch biologisch ausgenutzt! So stehen diese Angaben tatsächlich völlig beziehungslos in ihren Untersuchungen. Man kann daher nichts über die wichtigen Tatsachen finden, ob, wo und wann die Erhitzung der Rinde den Lausbestand vertrieben, geschädigt oder vernichtet hat, oder ob, wo und wann die Entwicklungsstufen der Läuse vom Regen beeinträchtigt oder abgetötet wurden. Auf p. 480 ihrer Arbeit berichten die Verfasser, daß bewegliche Larven durch Benetzung gebannt werden und zugrunde gehen. Diese Beobachtung hat erstmalig EICHHORN (MERKER und EICHHORN 1955 p. 101) gemacht. Die Verfasser haben sie ohne Angabe der Quelle übernommen. Der Faktor Regen ist im Zusammenhang mit den Versuchen ursprünglich in der Arbeit nicht berücksichtigt worden. Erst auf den Einwand der Herren PSCHORN-WALCHER und H. ZWÖLFER veröffentlichte FRANZ 1958 einige Bilder, die den Einfluß des Regens zeigen sollen, was aber in keiner Weise ausreichend ist. Ich selbst kenne eine Anzahl von Tannen, von denen der Regen auf der Wetterseite in kurzer Zeit sämtliche Mutterläuse mit ihren Eiern und den Räubern abgewaschen hatte. Auf jeden Fall zeigte sich nach dem Regen von beiden kaum mehr eine Spur auf der Rinde. Über die Todesursache der Läuse kann noch nichts gesagt werden.

Auf p. 480 wird von den Verfassern über den Einfluß von Temperatur und Strahlung auf die Lausbevölkerung gesprochen. Sie wiederholen aber im wesentlichen die Angaben von BALCH (1952). Wie sich die Temperatur und Strahlung in Knoden auf die beiden Tiervölker laufend auswirkt, wird nicht erörtert. Lediglich eine wichtige eigene Gelegenheitsbeobachtung findet man angeführt. In Oberbayern wurden an einer Tanne auf der Stammnordseite 71 % der Lauseier von Räubern weggefressen, auf der warmen Südseite jedoch nur 9 %. Bei Berchtesgaden und Knoden hat man ähnliches beobachtet.

Warum diese Feststellungen nicht zum Anlaß wurden, die temperaturbedingte Verteilung der Räuber laufend und überall mitzustudieren, wo sie die Lausbevölkerung mehr oder weniger stark vernichteten, ist schwierig einzusehen. Der Wink, der von dieser Beobachtung ausging, wurde nicht beachtet, und daher sind die Angaben über die klimatischen Einflüsse auf Räuber und Läuse, die wesentlich zum Verständnis der Vorgänge hätten beitragen können, so außerordentlich unzureichend und ertragsarm geblieben.

Was die Verfasser über die Wirkung der tiefen Temperaturen im Februar 1956 vorbringen, ist zum Teil völlig unrichtig. Unter dem Eindruck der Angaben von Balch (1952), die von uns durchaus nicht angetastet werden sollen, behaupten sie für das Gebiet von Knoden, daß die Hiemosistentes L_1 zum großen Teil schon vor der großen Kälte zu Grunde gegangen seien. Die Überlebenden hätten danach den starken Februarfrost 1956 überdauert. Tatsächlich sind im Februar 1956 sämtliche Tannenläuse zu 99 und mehr % abgestorben, sofern sie frei saßen.

Die Hiemosistentes L_1 dagegen, auch solche auf sehr stark übersetzten Rindenabschnitten, haben im Winter 1955/56 bis zum Kälteeinbruch im Februar kaum irgendwelche Verluste erlitten (Merker, Eichhorn und v. Kleist 1957). Diese Beobachtungen wurden nicht nur in Südwestdeutschland an vielen Orten, sondern auch in der Schweiz gemacht (Pschorn-Walcher und H. Zwölfer 1958). Somit verhalten sich die kanadischen Läuse hinsichtlich der tiefen Temperaturen anders als die mitteleuropäischen (Merker, Eichhorn und v. Kleist 1957), was die Verfasser nicht erkannt haben.

Zu 2. Auch über den Rindenzustand der Versuchsbezirke wird außer einigen unverbindlichen Bemerkungen nicht viel Brauchbares gesagt. Dabei wäre es von vornherein nötig gewesen, sich über ihn zumindest in der Weise zu unterrichten, daß man sich der Befallsdichte der Vorjahre erinnert hätte und zur Probe, nach Beseitigung des alten Befalls einen neuen experimentell angesiedelt und sein Wachstum verfolgt hätte. (Siehe Pschorn-Walcher und H. Zwölfer 1958). Kleine 4 mm dicke Rindenproben hätten außerdem ohne Störung zur Feststellung des Rindenzustandes überall weggenommen werden können, so daß die Beobachtungen am experimentellen Befall zu ergänzen gewesen wären. Es wurde nirgendwo über derartige Untersuchungen berichtet, und es scheint, daß die Verfasser den Rindenzustand lediglich nach dem Wachstum der Läuse auf der Rinde beurteilt haben (1958 p. 103).

An manchen Stellen geben sie an, die Läuse seien gegen den Herbst infolge Nahrungsmangels auf erschöpften Rinden zurückgegangen. Behauptungen wie die auf S. 487 „Dieser Wert stammt von einer Population auf ganz gesunder Rinde" oder auf S. 494 „Dies stimmt mit den Ergebnissen histologischer Rindenuntersuchungen überein" werden erst dann beweiskräftig, wenn ein Bild der hierher gehörigen mikroskopischen Rindenschnitte mit der Länge der Lausstechborsten daneben dargeboten werden, und wenn außerdem Angaben gemacht werden, in welcher Zeit und in welchem Umfang die von den Läusen zur Ernährung verwendeten Rindenzellen absterben und eine weitere Ernährung an dieser Stelle nicht mehr möglich ist. Es ist fraglich, ob der Lausbesatz in den Versuchen so dicht war, daß Ernährungsschwierigkeiten eingetreten sind. Dergleichen Angaben sind jedoch beweiskräftig nirgends geboten worden. Die 3 mikroskopischen Bilder, die die Einwirkung der Lausstiche auf das Rindengewebe zeigen sollen (1956 p. 477/8), von denen nicht gesagt wird, woher sie stammen, sind kein Ersatz für die obengenann-

ten speziellen Beweise. Kloft, der den durch Läuse veränderten Rindenzustand zuerst erkannt hat, betont, daß er sich von Zentimeter zu Zentimeter ändert. (Vgl. auch K. u. F. 1956 p. 473 Abs 3.)

Zu 3. Über die Räuber selbst sagen die Verfasser (1956) außerordentlich wenig. Zwar wird eine Übersicht über sämtliche vorkommenden Arten dieser Nützlinge geboten, man findet auch einige spezielle Angaben (p. 483/89; 491/92), aber nirgends wird verzeichnet, welche von ihnen nun wirklich die verschiedenen Versuchsflächen abgeweidet haben, in welcher Menge sie auftraten und wie lange Zeit sie zu ihrer Arbeit gebraucht haben. Man versteht nicht, warum sie nicht auf jedem Versuchsbezirk zusammen mit den Läusen mitgezählt und mitstudiert wurden, obwohl es doch auf den kleinen Flächen nicht viele gewesen sein können. Um so mehr wird aber von der Tätigkeit und der Wirksamkeit der Räuber erzählt, sie selbst aber erscheinen nicht und führen nicht vor, was sie können. Nicht einmal auf den photographischen Aufnahmen ist auch nur eines dieser Tiere zu sehen, die doch viel größer als die Läuse sind und die die zugänglichen Rindenbezirke alle abgeweidet haben sollen. Machen sie dies nur nachts, oder warum werden sie nicht vorgezeigt? Auf unseren Rindenproben finden sich häufig ein oder zwei der Lausvertilger im Lupenbild. Zu einem völligen Abweiden der Proben kommt es, was gefangenschaftsbedingt sein kann, jedoch nicht in Tagen. So sind wir also überrascht, daß dergleichen in Knoden so regelmäßig verzeichnet wird, ohne daß man die Räuber sieht! Wir können uns des Eindrucks nicht erwehren, daß die Verfasser den Lausfressern viel mehr zutrauen als von ihnen geleistet wird, und daß sie als Räubertätigkeit noch manches bezeichnen, was in heute noch nicht faßbarem Umfange auf meteorologischen und physiologischen Einflüssen beruht. Die Verfasser können diese Auffassung so lange nicht entkräften, als ihnen, wie in ihrer Arbeit, die Unterlagen fehlen!

Da die Temperaturabhängigkeit der Räuber nicht berücksichtigt wird, kommt außerdem ein falsches Bild durch die Angaben, Aufzeichnungen und Photographien der Verfasser zustande. Die temperaturbedingte Verteilung der Räuber kann auf keinen Fall durch drei Versuchsbezirke auf der Stammrinde dargestellt werden (1956). Sie hätten auf allen Stammseiten ausgewählt werden müssen, was aber nicht geschehen oder nicht ausgewertet worden ist. Die Angaben der Verfasser auf einen vollständigen Stamm auszudehnen, ist nach dem Dargelegten genau so unberechtigt, wie die Auffassung, sie gälten für den ganzen Bestand oder alle Tannenvorkommen in Deutschland. Zwar wird dergleichen nicht in Worten gesagt, aber was bezwecken die Bilder der Arbeit 1956 und z. B. auch die Darlegungen von 1954 anderes als pars pro toto zu stehen, und was für einen anderen Eindruck rufen beide Überschriften hervor? Die Arbeit von 1956 beschäftigt sich nicht mit der vollständigen Populationsdynamik der Tannenlaus *Dreyfusia piceae*, die von Räubern gesteuert wird, sondern – wie man aus den Werten der Dichte-Kurve entnehmen kann – mit so etwas wie einem erweiterten eisernen Bestand der Läuse an einzelnen Stämmen im Tannengebiet von Knoden und anderen in Bayern. Die angewendete Methodik kann Lausansammlungen einer Massenvermehrung nach dem Zugeständnis der Verff. nicht bewältigen (1958, p. 110). Deshalb werden während des Versuchs mitunter die Kontrollflächen gewechselt (1958, p. 110)! Das Verfahren kümmert sich auch nicht um die Bevölkerungsbewegung der Räuber, die nach Ansicht der Verfasser den einen der wichtigsten begrenzenden Faktor der Läuse

darstellen! Wo wird also irgend etwas Gründliches über die Populationsdynamik der *Dreyfusia piceae* und ihrer Räuber in dieser Arbeit vorgebracht?!

Außerdem muß noch auf folgendes hingewiesen werden: Wenn die Verff. (1956) selbst zugeben, daß ihre Photographien Mängel aufweisen, die aber durch die graphische Darstellung ausgeglichen werden und umgekehrt die Mängel der Zeichnungen und Kurven durch die Photographien (1956), so haben sie damit nicht die Einwände gemeint, die von PSCHORN-WALCHER und H. ZWÖLFER stammen. Ihre Beanstandungen weisen darauf hin, daß in den Käfigen längst tote Läuse noch als lebend ausgegeben wurden. Gegen diese Einwände kann wirklich Stichhaltiges nicht vorgebracht werden. Denn, wenn FRANZ behauptet (1958), er habe nirgends zum Ausdruck gebracht, daß seine Photographien der Wachswollhäufchen etwas über den Zustand der Läuse aussagten, so bestätigt er damit nur unsere kritischen Bemerkungen! Im übrigen ist es aber ein Spiel mit Worten: Seinen unhaltbaren Satz: „Die Periodizität bei der Bildung der Wachswolle ist somit durch das Zusammenspiel von Chermesiden und ihren Prädatoren bedingt" (1956, p. 484) hat er tatsächlich von seinen photographierten Bildserien abgelesen, was 1956 p. 502 Abs. 4 am Schluß durch den Hinweis auf Abb. 15 bestätigt wird und nicht von seinen graphischen Aufzeichnungen. Denn aus diesen kann die genannte Behauptung nicht gefolgert werden. Die beiden Darstellungsmethoden kommen in dieser Sache nicht zu den gleichen Ergebnissen. Man stellt nämlich in den Kurven der Verfasser fest, daß die Lausmütter der Hiemosistensgeneration am 15. Juli alle abgestorben sind und daß die Lausmütter der folgenden Aestivosistensgenerationen mit Wachswolle und Eiern sich erst Ende August wieder in größeren Mengen zeigen. Dabei ist durchaus ungeklärt, ob die Kartierungen der Verfasser gesichert sind und ob sie, da sie in vielstündiger Tagesarbeit (3–4 Stunden pro Einzelfläche) von einem Manne *stehend* aufgezeichnet, nicht durch Ermüdung des Beobachters beeinträchtigt wurden. Dies gilt besonders deshalb, weil ein Beobachter 39 Versuchsflächen im Zeitraum von durchschnittlich 6 Tagen zu kontrollieren hatte, was eine ungewöhnlich lange tägliche Arbeitszeit voraussetzt! Das von den Verff. angewendete Verfahren, den Tod der Läuse festzustellen, erscheint mir höchst mangelhaft (1958, p. 108). Die Behauptung, daß „das plötzliche Verschwinden zahlreicher Individuen" „stets auf Räuberwirkung" (1958, p. 108) beruhe, wird von den Verff. nicht bewiesen. Ein Beweis muß sehr sorgfältig geführt werden, da es noch andere Gründe dafür gibt.

Des weiteren haben PSCHORN-WALCHER und H. ZWÖLFER (1958) festgestellt, daß einige Wachswollhäufchen auf den Photographien (1956, Abb. 15) sich bereits im Mai und Juni zeigten und auch im Juli und August noch vorhanden waren. Da die Mutterläuse nicht so lange leben, müssen also tote Läuse mit ihrer Wachswolle photographiert worden sein. Die Verff. FRANZ und KARAFIAT erklären hierzu (1958), die späteren Jungläuse hätten sich zu Füßen der Muttertiere so niedergelassen, daß dadurch immer wieder die gleichen Bilder entstanden seien. Das ist doch unmöglich! Beim Festsaugen auf der Rinde wird niemals die Junglaus der alten in Form und Größe gleichen. Sie wird sich so lange von ihr unterscheiden, bis ihr Wachswollbäuschchen den Umfang desjenigen der alten erreicht hat. Sollte dieser Unterschied übersehen werden, so muß sich aber auf lange Zeit zeigen, daß

an Stelle der einen alten nunmehr zwei nebeneinander sitzen. Denn das Wegschieben der toten alten Läuse geht, wenn überhaupt, nicht so vor sich, wie die Verff. es sich denken. Das alte Tier ist viel größer als das junge. Es kann sich also höchstens um ein teilweises Anheben des toten Tieres handeln, nicht aber um ein restloses Beseitigen. Die Junglaus frißt ja nicht die alte mit Chitin und Wachswolle auf. Es kann also in keinem Fall das gleiche Bild wie vorher erhalten bleiben, auch nicht, wenn sich eine junge Laus noch so dicht an die alte drängt.

Sollten sich zwei oder drei Läuse bei der alten Laus niedergelassen haben, was nicht weniger häufig eintreten wird, so wäre das Bild gegen früher nicht minder verändert. Somit ist in allen Fällen, wo sich über die Monate Mai bis August nur ein Wachswollbäuschchen zeigt, stets nur eine Laus dort gewesen und da sie nicht vier Monate am Leben bleibt, ist sie, was mit aller Sicherheit gesagt werden kann, bereits Ende Juni oder anfangs Juli abgestorben.

Franz und Karafiat haben also 1956 auf Abb. 15 p. 490 im Juli und August z. T. tote Läuse photographiert und sie für lebende ausgegeben! Das gleiche geht aus dem folgenden hervor:

Es ist nicht einzusehen, warum der Ersatz der Mütter genau in der Zeit der Entwicklungsruhe so reichlich eintreten sollte, die die Verff. auf ihren Kurven selbst verzeichnen! Außerdem wurden in diesen Latenzzeiten genau so viel Mutterläuse mit Wachswollhäufchen photographiert wie einst im Mai und Juni, wo doch die graphischen Darstellungen auf den gleichen Flächen im Spätsommer beträchtlich weniger Tiere nachweisen, was die Verff. offensichtlich übersehen haben.

Diese unsere Einwände gegen die unzulängliche Methodik und die falschen Schlüsse daraus in der Arbeit von Karafiat und Franz (1956) lassen sich in keinem Fall entkräften. Deshalb bleibt auch die frühere gegen die genannte Arbeit ausgesprochene Kritik in vollem Umfang bestehen (Pschorn-Walcher und H. Zwölfer 1958).

Unsere Abb. 1 stellt tatsächlich die Entwicklungsruhe der Tannenläuse im Sommer dar, die die Verff. auf ihren Photographien der Wachswollhäufchen Abb. 15 p. 490/91 begreiflicherweise nicht feststellen konnten.

Sie zeigt einen starken Befall von *Dreyfusia merkeri*, der gleichen Laus also, die Karafiat und Franz, ohne es zu beachten, im Gebiet von Knoden untersucht haben. Diese Läuse hatten den Stamm einer schon seit Jahren befallenen Tanne besiedelt. Von ihnen wurden am 1. 8. 58 99 % der Sistentes als latente Li-Larven festgestellt. Nur wenige von ihnen waren zur Zeit der Aufnahme bereits weiterentwickelt und nur ganz vereinzelt konnten Lausmütter mit Wachswollhäufchen gefunden werden. Man sieht solche Bilder im Laufe des Sommer dadurch entstehen, daß die Altläuse absterben und ihre Wachswollhäufchen vom Winde weggeblasen oder vom Regen abgewaschen werden. In dem dargestellten Zustand trifft man die Lausbesatzungen im Spätsommer stets an. Unsere Aufnahme beruht daher nicht auf einem zufälligen Befund. Wir hätten leicht Dutzende ähnlicher Aufnahmen an zahlreichen Bäumen ganz verschiedener Orte machen können.

Dies ist um so bemerkenswerter, als bei uns in einer Höhe von 200 m ü. M. zweifellos wärmeres Wetter herrscht als im Gebiet von Knoden und daß sich die Läuse in dieser Höhe eher hätten weiterentwickeln können als dort, wenn die Temperatur bei der Latenzerscheinung eine entscheidende Rolle spielte.

Da bei uns auf der Höhe von 600 m ü. M. die gleichen Bilder entstanden, scheint sie nicht von wesentlichem Einflusse zu sein. Unsere Aufnahme stammt aus 500 m Höhe nahe der Zähringer Burg. Sie läßt ferner erkennen, daß im Frühjahr nicht viel Eier der Mutterläuse aus der Winter- und Frühsommergeneration von den Räubern gefressen wurden, sonst wäre die Schar der Lausnachkommen nicht so groß geworden, wie auf unserem Bild. Durch Auszählen wurden am 1. 8. 58 auf einer Probe 500 latente L_1-Larven je cm^2, auf einer anderen 486 festgestellt. Ist anzunehmen, daß die Räuber die Läuse erst ihre Eier ablegen ließen, ehe sie sie fraßen und daß sie nicht, wie die Verfasser angeben, auch die Eier mitfraßen, sondern sie übrig ließen?!

Abb. 1. Stammbefall der Tannenlaus *Dreyfusia merkeri* an 80jähriger Weißtanne; Freiburg, nahe der Zähringer Burg, 500 m ü. M. vom 1. 8. 1958. Mehr als 99 % der Läuse sind lebende Sistentes L_1. Nur einzelne weiterentwickelte L_2 und L_3 und eierlegende Aestivosistentes mit Wachswollhäufchen. Auf dem dargestellten Rindenabschnitt werden je cm^2 ca. 500 lebende Sistens-L_1-Läuse gezählt.

Es ist überhaupt sehr fraglich, ob die blankgefegten Rindenstellen, die die Verff. als Abb. 15 p. 490 bieten, von Räubern so restlos abgeweidet und dann erst abgewaschen wurden. Einen Beweis erbringen sie hierfür nicht. Ähnliche Bilder entstanden bei uns erst nach starkem und lang dauerndem Regen, wobei aber nicht nur die von den Räubern zerwühlte Wolle abgewaschen wurde, sondern auch lebende Läuse und deren Wolle. Die Einwirkung der Räuber war viel zu gering, als daß das Herabschwemmen der Lauswolle von ganzen Baumseiten lediglich erst nach Vorarbeit der Räuber möglich gewesen wäre. Insbesondere kamen auf der Höhe der Massenvermehrung die Lausvertilger nicht gegen die Lausmengen an. Den eisernen Bestand und die Lausreste aus einer Kältekatastrophe mögen sie sichtbar weiter verringern, aber in die dichten weißen Rasen großer Lausmassen fressen sie nur örtlich Lücken von geringem Ausmaß. Unsere Abbildung bestätigt diese Angaben und sie beweist

auch unwiderleglich, entgegen den Befunden von KARAFIAT und FRANZ (1956) die Sommerruhe der Lausentwicklung im Juli und August, denn die Sistentes L1 dieser Abb. stammen von Mutterläusen, die gewöhnlich bis Ende Juni absterben. Seit dieser Zeit hat sich in den Lausvölkern bis Mitte August nichts Wesentliches geändert.

Es ist merkwürdig, daß die Verff. auf ihren Bildern nichts von den Aestivosistentes L1 zeigen. Aus ihrer Menge hätte man viel über die Arbeit der Räuber ablesen können, während die Bilder ohne sie nichts aussagen! Außerdem gehören doch die Sistentes mit zur Lausbevölkerung, und ihre Darstellung um die Mutterläuse hätte einen vollständigeren Eindruck hinterlassen als ohne sie.

BALCH (1952), von FRANZ öfters zitiert, schildert bei den kanadischen Läusen (*Dreyfusia piceae* Ratz.) die gleiche Sommerruhe wie in Europa. Sie kann dort von Räubern der Art wie die europäischen nicht vorgetäuscht werden, da es sie zur Zeit der Untersuchung von BALCH in Kanada noch nicht gab und sie erst vor kurzem eingebürgert wurden.

Die Tannenläuse können in viel stärkerem Maße als die Lausvertilger es vermöchten, durch klimatische Einflüsse von Vernichtung bedroht werden. Die Kenntnis darüber ist noch längst nicht vollständig. So ist z. B. extreme Kälte, wie sie im Februar 1956 herrschte, imstande, selbst die winterharten Hiemosistentes L1 fast restlos auszumerzen. Nur die versteckt sitzenden oder die unter der Schneedecke (s. auch BALCH [1952]) haben den starken Frost überdauert. Die Muttertiere mit ihren Eiern sowie den Zwischenstufen der Entwicklung gehen bereits schon bei geringen Frösten durch nasse Kälte und Regen ein, wie im April 1954 (MERKER, EICHHORN, v. KLEIST 1957; PSCHORN-WALCHER und H. ZWÖLFER 1958).

Zusammenfassung

1. Die Verfasser KARAFIAT und FRANZ haben in ihrem Tannenbestand bei Knoden im Odenwald nicht die *Dreyfusia piceae* (Ratz.) untersucht, sondern die *Dreyfusia merkeri* EICHHORN. Es trifft nicht zu, daß ihnen die neue Freiburger Laus unbekannt gewesen ist. Sie wurden schon 1954 auf der Pflanzenschutztagung in Neuenahr auf sie aufmerksam gemacht und haben sie in Freiburg im Forstzoologischen Institut im Mikroskop und im Freien ihre Schäden gesehen. Die Abgabe der von uns erbetenen Materialproben aus dem Versuchsbestand von Knoden und der angeregte Vergleich von Freiburger und Darmstädter Präparaten wurde von FRANZ verhindert.

2. Die klimatischen Angaben der Verff. sind für die Zwecke ihrer Untersuchungen ungenügend und wurden biologisch nicht ausgenutzt. Die Abhängigkeit der Läuse und Räuber vom Klima wurde nicht studiert, obwohl die Gefahr der Überhitzung für die Läuse bekannt war und obwohl die Gefährdung der Junglarven durch die Nässe seit EICHHORN (1955) feststeht. Auch die klimatisch bedingte Verteilung der Räuber, die die Verff. selbst beobachtet hatten, wurde nicht ausgenutzt und laufend verfolgt. Hierdurch ist die Untersuchung in diesem Punkt ebenfalls sehr mangelhaft geblieben.

3. Die Methodik einer laufenden Kontrolle der Lausbevölkerung erwies sich als unzureichend. Es konnte nur ein schwacher Lausbesatz verfolgt werden. Bei größeren Lausmengen und dem Höhepunkt der Massenvermehrung versagt die Methode. Infolgedessen wurde nicht, wie hervorgehoben, ein

vollständiger Ablauf eines Bevölkerungsanstieges und -rückganges beobachtet, sondern nur die Bewegungen auf der Höhe etwa eines eisernen Bestandes. Merkwürdig ist, daß nicht auch die Bevölkerungsbewegungen und die Verteilung der Räuber auf den Stämmen in gleicher Weise studiert wurden, wie die der Läuse. Die genannten Umstände beeinträchtigen ebenfalls den Wert der Untersuchung sehr stark

4. Die in der Arbeit geübte Registrierung der Läuse hat noch weitere Mängel. Bei den photographischen Serienaufnahmen läuft man Gefahr, lediglich Wachswollhäufchen von längst abgestorbenen Mutterläusen für lebende Tiere zu halten. Regengeschützte Wachswollhäufchen halten sich viele Monate unversehrt, nachdem die Mütter schon lange tot sind (Pschorn-Walcher und H. Zwölfer 1958; Merker 1955). Es besteht nämlich keine Möglichkeit, festzustellen, ob die Läuse noch leben, ohne sie abzuheben und dadurch die Wachswolle zu beschädigen. Dieser auf solche Weise nachgeprüfte Zustand der Läuse bringt ihre Anordnung durcheinander und macht sie zum Photographieren ungeeignet, was aber nicht zu umgehen ist.

Die graphische Darstellung des Wechsels der Bevölkerung hat ebenfalls Mängel. Das Studium einer Prüffläche nimmt 3–4 Stunden in Anspruch. Es wird vor dem Baum stehend in Augenhöhe durchgeführt. Bei einer täglichen Arbeitsleistung von 8 und mehr Stunden muß mit Ermüdungserscheinungen des Beobachters gerechnet werden, die die Genauigkeit beeinträchtigen. Auch hier erhebt sich die Frage, wie die toten Läuse von den lebenden unterschieden wurden. Somit reicht die von den Verff. angewendete Methodik nirgends zur Bewältigung der gestellten Aufgabe aus.

5. Die Behauptung der Verff., die sommerliche Entwicklungsruhe der Chermesiden sei infolge des Wegfressens der Mutterläuse durch die Räuber vorgetäuscht, ist unrichtig. Dabei helfen die Verff., ohne es zu wollen, selbst mit, sie zu entkräften. Es gibt dreierlei Beweise gegen diese unberechtigte Auffassung.

a. Balch (1952) hat die sommerliche Entwicklungsruhe der nordamerikanischen *Dreyfusia piceae* in Kanada festgestellt, wo Räuber sie nicht beeinflussen konnten.
b. Sie läßt sich auch bei uns einwandfrei am Ende des Sommers beweisen. Die Abb. 1 gibt große Scharen von Jungläusen (Sistentes L_1) zu erkennen, die nicht vorhanden sein könnten, wenn die Räuber in der Weise gewirkt hätten, wie die Verff. es glauben.
c. Die Serienphotographie der Lausvölker nach Karafiat und Franz ist zu mangelhaft, als daß sie als Beweis für die Ansicht der Verff. dienen könnte.
   α. Franz sagt selbst (1958), daß die Serienphotographie nichts über den Zustand der Läuse aussage. Die Behauptung aber, der Räuberfraß unter den Läusen täusche eine Sommerruhe vor, ist jedoch nur von den Serienaufnahmen (1956 Abb. 15) abgelesen worden (1956 p. 502 Abschnitt 4 Ende), denn sie widerspricht den Kurvenaufzeichnungen der Verff.
   β. Auf den Serienaufnahmen ist nichts von den Junglarven (Sistentes L_1) zu sehen. Wo sind sie in den Käfigen, wo auf der Freifläche hingeraten? Sie müssen hier mit herangezogen werden, will man etwas Endgültiges über die Räuberwirkung erfahren. Sollten sie in der gleichen Menge vorhanden gewesen sein, wie bei uns (Abb. 1), so wären die Folgerungen der Verff. auch aus diesem Grunde unrichtig.

γ. Auf der Abb. 15 (1956 p. 490) hat die Zahl der Läuse gegenüber der im Mai und Juni nicht abgenommen, wie es nach den Kurven der Verff. notwendig wäre und es sind mehr Wachswollhäufchen photographiert als Mutterläuse auf den Kurven verzeichnet sind. Außerdem kann man einige Wollhäufchen schon seit dem Mai ausmachen, die auch noch im Juli und August am gleichen Ort in der gleichen Form vorhanden sind (Pschorn-Walcher und H. Zwölfer 1958). Daß die toten Altläuse von den Jungläusen weggeschoben worden seien, ist deshalb nicht anzunehmen, weil die Altläuse viel größer sind als die jungen und weil sonst die alte Wachswolle neben der langsam zunehmenden jungen hätte sichtbar bleiben müssen. Nach dem Ersatz der Mutterlaus durch eine Junglaus, wie die Verff. annehmen, hätte im Juli und August nirgends wieder das gleiche Wachswollbäuschchen erscheinen dürfen. Wo es tatsächlich in diesen Monaten noch nachweisbar ist, wurde eine tote Mutterlaus photographiert! Die Schlüsse aus solchen photographischen Aufnahmen sind irreführend.

Summary

1. In their study in the „Odenwald" Karafiat and Franz (1956) have not investigated *Dreyfusia piceae* Ratz. but D. merkeri Eichhorn. It does not apply that the new species was unknown to them. Already in 1954, at the crop protection conference at Neuenahr, the authors were confronted with it and Franz has seen the new aphid under the microscope and its damage outside during a later visit to the „Forstzoologisches Institut" at Freiburg i. B. We have, however, never received material from their infestation area at Knoden in the „Odenwald" and also a comparison of microscopic preparations was not undertaken by Franz.

2. The climatic data given by the authors are not sufficient for the task of their investigation and they were also not evaluated biologically. The dependence of the aphids and their predators on climatic factors was not studied intensively enough, in spite of the fact that over-heating of the bark as well as prolongated moisture (Eichhorn1955) were already wellknown as factors of considerable influence on the offspring. The microclimatically governed distribution of the predators on the trunk, as observed by the authors, was not recorded and evaluated over the whole period. Thus, generalisations must appear ill-founded.

3. The method of serial plotting of the population seems to be insufficient. It was to be used only at rather low densities. For heavier infestations, particularly during mass-outbreaks, exact observations of the aphids are not more possible. Consequently, it is too much generalized when the authors state to have investigated the complete population dynamics (gradation); they have only recorded some fluctuations of the aphid population. Since they have not been able to give comparative figures on the abundance and distribution of the predators on the investigated plots, the validity of their conclusions must remain rather restricted.

4. There are further objections which can be raised with regards to their working methods. When producing series of photographs, there is a danger to count aphids hidden under the wax-wool as living when they are already dead. This applies particularly to aphid in cages, the wool of which remains

in good shape for years after their death (Pschorn-Walcher a. Zwölfer, 1958, Merker 1955). It is difficult to examine in the field the condition of an aphid hidden under wool without touching or removing it, or, at least, its wax-wool. When doing this, the plot is disturbed for further counts and photographs. The answer of Franz and Karafiat (1958) to these objections does not seem to be solid. It is also a weak argument to reply that the resemblance in the pattern of aphid distribution from spring untill fall on the photographed plots has been caused by aestivosistentes which had established themselves at the place of their mothers in spring, since this behavior is not at all a general feature.

Serial plotting, on the other hand, is impaired by the fact that counting of one plot takes, on average, three hours time. The observer has to stand up all the time and should be taken into account that this type of work is tiring and may influence the exactness of observations. This is particularly of importance when 39 plots had regularly to be worked over in a six-day period by one observer. Also here the question had to be raised whether living and dead aphids were really to be separable an whether this method is sufficient to cover the broad task of the authors' paper.

5. The statement of the authors that the periodicity of development of the Chermesids is caused by the action of predators which destroy the hiemosistentes early in June and prevent a continuous infestation during summer, is not conclusive. There are three points which speak against such an influence:

a. Balch (1952) has observed in Canada a marked period of summer quiescence in the populations of D. piceae which cannot be influenced by predators, as those have been negligible at this time.
b. Also in our European populations a summer quiescence is well developed. Fig. 1 shows hugh masses of dormant aestivosistentes on Aug., 1, which should not be so numerous if the predators would have worked in such a pronounced way, as Franz and Karafiat are inclined to assume.
c. Serial photographs of population, as by Karafiat and Franz, are not reliable enough to prove the statements of the authors:
   α. The authors (1958) admit themselves that serial photographs do not say something on the condition of the aphids. Their statement that predator activity is responsible for the arrest of population development during summer has, however, been deduced from such photographs as evidenced by their reference to fig. 15 on p. 502, paragraph 4, of their paper (1956). This figure, however, does not correspond to the respective curves.
   β. Their photographs cannot show the number of established young larvae, but those must be made visible if anything definitive should be stated about the action of the predators. If they are so abundant as on our fig. 1, a generalization of the effectivness of predators is certainly premature.
   γ. On fig. 15 (p. 490) the number of aphids never ceases from May on and there are much more wax-wool heaps visible than adults recorded on the corresponding population curve. Some heaps of wax-wool of spring aphids are still visible in the same shape in August (Pschorn-Walcher a. Zwölfer 1958). That this has been caused by aestivosistentes which developed at the same place is not likely since in this case

the wax-wool of the dead mother should be visible besides the growing offspring. Generalisations on the influence of the predators on the population development of the Chermesids are therefore not justified.

Literatur

Balch, R. E. (1952): Studies on the balsam wooly aphid, *Adelges piceae* (Ratz.) and its effect on balsam fir, *Abies balsamea* (L.) Mill; Can. Dept. Agr. Publ. 867.

Eichhorn, O. (1957): Eine neue Tannenlaus der Gattung Dreyfusia *(Dreyfusia merkeri* nov. spec.). Z. ang. Zool. **44**, p. 303–348.

Eichhorn, O. (1958): Morphologische und papierchromatographische Untersuchungen zur Artentrennung in der Gattung Dreyfusia C. B. (Adelgidae). Z. ang. Ent. **42**, p. 278–283.

Franz, J. (1954): Zum Vorkommen und Massenwechsel der Tannenstammlaus *Adelges (Dreyfusia) piceae* (Ratz.) in Nordamerika und Europa. Verh. Dtsch. Ges. angew. Ent. (1952): 117–124.

Karafiat, H. u. Franz, J. (1956): Studien zur Populationsdynamik der Tannenstammlaus *Adelges (Dreyfusia) piceae* (Ratz.) (Hemipt., Adelgidae). Zool. Jb. (Systematik) **84**: 467–504

Franz, J. u. Karafiat, H. (1958): Eignen sich Kartierung und Serienphotographie von Tannenläusen für Massenwechselstudien? Ztschr. f. angew. Ent. **43**, p. 100–112.

Kloft, W. (1955): Untersuchungen an der Rinde von Weißtannen *(Abies pectinata)* bei Befall durch *Dreyfusia (Adelges) piceae* (Ratz.). Ztschr. f. angew. Ent. **37**: 340–348.

Kloft, W. (1957): Further investigations concerning the interrelationship between bark condition of abies alba and infestation by *Adelges piceae typica* and *A. nüsslini schneideri*. Z. f. angew. Ent. **41**: 438–442.

Merker, E. (1955): Die beiden gefährlichen Tannenläuse in Europa. Mitt. Biolog. Bundesanstalt f. Ld.- u. Fowi. Bln.-Dahlem H. **83**, p. 86–89.

Merker, E. (1958): Chromatographische Artbestimmung von Tannenläusen der Gattung *Dreyfusia*. Die Naturw. **45**: 118–119.

Merker, E. u. Eichhorn, O. (1955): Zur Biologie der gefährlichen Tannenläuse und ihre Unterscheidungsmerkmale im Freien. Allg. F. u. Jgztg. **126**: 95–108.

Merker, E. u. Eichhorn, O. (1955): Zur Biologie und den Schäden der beiden gefährlichen Tannenläuse in Mitteleuropa. „Der Forstmann in Baden-Württemberg" Karlsruhe V. H. 3.

Merker, E. u. Eichhorn, O. (1956): Die Formenkreise der gefährlichen Tannenläuse Gattung *Dreyfusia (Adelges)*. Die Naturwiss. H. 19, Jhrg. 43, p. 453/54.

Pschorn-Walcher, H. u. Zwölfer, H. (1956): The predator complex of the White-fir wooly aphids *(Genus Dreyfusia Adelgidae)*. Ztschr. f. angew. Ent. **39**: 63–75.

Pschorn-Walcher, H. u. Zwölfer, H. (1956): Neuere Untersuchungen über die Weißtannenläuse der Gattung Dreyfusia C. B. und ihren Vertilgerkreis. Anz. f. Schädlingskd. **29**: 116–122.

Pschorn-Walcher, H. u. Zwölfer, H. (1958): Preliminary investigations on the *Dreyfusia (Adelges)* populations, living on the trunck of the silver fir. Ztschr. f. angew. Ent. **42**: 241–277.

Schimitschek, E. (1952): Zum Massenauftreten der Tannentrieblaus *Dreyfusia nusslini* C. B. in Österreich. Der land- und forstw. Gutsbetr. H. 7.

Aus dem Institut für angewandte Zoologie, München

Zur Beeinflussung der Insektenfauna des Waldes durch chemische Großschädlingsbekämpfungen

2. Mitteilung[1]

Untersuchungen bei der Bekämpfung des Kiefernspanners (*Bupalus piniarius* L.) im oberbayrischen Forstamt Geisenfeld 1955.

Von G. Zoebelein, München

Die an Hand der Puppensuchen des Winters 1954/55 erstellte Forstschädlingsprognose des Instituts für angewandte Zoologie, München, ließ für 1955 im Staatswald des Forstamts Geisenfeld/Obb. auf ca. 300–400 ha Kahlfraß durch den Kiefernspanner erwarten. Die Paratisierung der Puppen lag mit durchschnittlich 10 % vergleichsweise niedrig. Flugzeit und Eiablage des Kiefernspanners wurden durch die Witterung kaum gestört. Um jedoch nur die wirklich bekämpfungswürdigen Waldorte festzustellen, hatte das Forstamt umfangreiche Eizählungen an Probestämmen vorgenommen. Unter Berücksichtigung der Parasitierung der Eier durch *Trichogramma*, die im Durchschnitt 12,6 % (Min. 8, Max. 22 %) betrug, wurden schließlich rund 300 ha mit Eizahlen von etwa 2000 Stück und darüber (maximal wurden ca. 15 800 gesunde Eier je Krone festgestellt) für die Bekämpfung vorgesehen.

Die Verneblung wurde – durch schlechtes Wetter und ungünstige Windverhältnisse behindert – von 2 TIFA-Standard-Geräten zwischen dem 27. 7. und 1. 8. 55 durchgeführt. Erstmals hatte sich auf Grund der Erfahrungen im Ebersberger Forst die Bekämpfungsleitung entschlossen, keine Nachtruhe einzulegen und von ca. 20 Uhr bis gegen 6 Uhr morgens zu arbeiten. Diese Maßnahme hat sich in der Folgezeit in jeder Hinsicht, auch zur größtmöglichen Schonung der Nützlingsfauna bewährt.

Der Kiefernspanner war bei Bekämpfungsbeginn zu 45 % im 1., zu 52 % im 2. und zu 3 % im 3. Larvenstadium. Die bereits bei der Bekämpfung der Nonne bewährte, neu formulierte 10%ige DDT-Nebellösung wurde hier nur mit einem Durchschnittsaufwand von 8 kg d. i. 0,8 kg DDT je ha ausgebracht.

Die Untersuchungen über die Nebenwirkungen von Großkampfaktionen mit DDT auf die Insektenfauna des Waldes wurden unter Anwendung folgender neuer *Methoden* fortgesetzt:

1. *Probeentastungen* mit nachfolgendem Absammeln aller auf den Ästen befindlicher Insekten vor und in verschiedenen Abständen nach der Bekämpfung zur Feststellung der Veränderungen in der Kronenfauna.

[1] In der 1. Mitteilung (Z. ang. Ent. Bd. 41) ist auf Seite 325 in Tab. 3 ein Druckfehler unterlaufen. Es muß in der linken Spalte heißen: A. Nützlich, in der rechten: B. Indifferent (1. Zeile), Dipteren 2. Zeile.

2. *Einheitsfänge* von Schlupfwespen mit dem Netz auf ca. 50 qm Bodenfläche jeweils 1 Std. bei annähernd gleichen Witterungsbedingungen und zur gleichen Tageszeit vor und in Abständen nach der Bekämpfung mit dem Ziel, die jeweilige Anzahl der meist über der Krautschicht fliegenden Puppenparasiten des Kiefernspanners zu ermitteln.

3. Anlegen von *5 qm großen Sandflächen* für das spätere Absuchen nach epigäischen Insekten (Laufkäfer, Roßkäfer, Rüssler etc.), welche von den Fangtüchern (vgl. 1. Mitt.) nicht erfaßt werden.

4. *Fanggräben* mit einer Länge von 5 m und Spatenbreite zum gleichen Zweck.

Abb. 1. Versuchsparzelle. Anordnung der Probestämme und Fangtücher ▲, der Fanggräben ▬ und Sandflächen ■
Maßstab: 1 m = 2 mm

Gut bewährten sich die Probeentastungen und die Fanggräben, wenngleich bei ersteren die fliegenden Insektenformen ungenügend erfaßt werden. Die Ergebnisse der Einheitsfänge konnten nur bedingt Verwertung finden (vgl. unten). Ungenaue Ergebnisse erbrachte die Absuche der 5 qm Sandflächen.

Der Versuch wurde in einem ca. 2 ha großen Teil der Abteilung Schöngraben, einer ausgepflanzten ehemaligen Kiefernspannerschadfläche aus den Jahren 1923/24, durchgeführt, welcher im einzelnen folgende Daten aufwies: Alter: $\frac{17:27}{24}$ Jahre, Holzartenanteil: 0,8 Kie; 0,2 Fi, Bestockungsgrad: 0,7, Bonität: Kie II,5; Fi III,0. Die Versuchsfläche (Abb. 1) neigte sich vom Fahrweg des Gerätes aus nach West. Kiefernspannerbefall im Durchschnitt 15 Puppen je qm, Parasitierung: 6%; je Stamm im Durchschnitt 2114 Eier, davon trichogrammiert: 10%; starker Befall durch die Kiefernnadelscheidengallmücke[2].

Die Probeentastungen vor (24. 7.) und nach der Verneblung wurden an annähernd gleich ausgeformten Kiefernkronen in verschiedenem Abstand

[2] Den Nadeldeformierungen nach *Cecidomyia brachyntera* Schwaegr. und *baeri* Prell.

vom Fahrweg des Gerätes aus vorgenommen. Unter den gleichen Bäumen wurden auch am Abend vor der Bekämpfung die 1-qm-Fangtücher aufgespannt. Fanggräben und Sandflächen waren jeweils etwa 5, 25 und 50 m vom Weg entfernt angelegt. Die Schlupfwespenfänge wurden mitten im Bestand ausgeführt.

Am 28. 7. hatte ein Gerät nach am Tage erfolgten Regenfällen zuerst andere Waldteile behandelt. Es fuhr gegen 21.30 Uhr bei bedecktem Himmel und böigen Winden überwiegend aus Ost an der Versuchsfläche entlang. Eine

Tabelle 1

Totenfall vom 29. 7. bis 4. 8. bei einmaliger und doppelter Begiftung zum Vergleich

Insekten-Art bzw. Gruppen	Bestandsteil mit 1,6 kg DDT/ha behandelt	Bestandsteil mit 0,8 kg DDT/ha behandelt
Auf Tüchern	Nr. 1—3	Nr. 18—20
Kiefernspanner	350	210
Cecidomyia-Larven	1241	344
Schädl. Lepidopteren	—	—
Schädl. Coleopteren	41	6
Schädl. Hymenopteren	2	3
Lachniden	244	49
Cicaden	68	29
Tachinen und Syrphiden	2	3
Sonstige Dipteren	97	41
Parasitische Hymenopteren u. Formiciden	25	22
Spinnen	88	20
Marienkäfer	16	5
Psocopteren	100	18
Sonstige Insekten	12	7
In Gräben und auf Sandflächen	Nr. 1	Nr. 3
Laufkäfer	17	2
Waldroßkäfer	11	6
Sonstige Insekten	9	4
Zusammen:	2323	769

Böe riß den Nebel vor den Tüchern 18–20, Stamm 18 gerade noch berührend, nach Süden hin vorbei. Nach etwa einer Viertelstunde zog nochmals eine ganz dünne Nebelwolke durch den Versuchsbestand. Bei der 2 Stunden später erfolgten Fahrt westlich der Versuchsfläche kam kein Nebel in den Bestand[3]. Eine Kontrolle in der Nähe der Stämme 18–20 am Tage darauf ergab einen ungefähren Besatz von 500–700 gesunden Raupen je Krone. Da eine Nachwirkung des äußerst geringen DDT-Belages, welcher noch dazu auf die nasse Nadel gekommen war (Regenfälle zwischen 16 und 19 Uhr), nicht erwartet werden konnte, wurden Teile der Abteilung und die Versuchsparzelle in der Nacht vom 31. 7. auf 1. 8. nachbehandelt. Das Gerät fuhr bei schwacher Luftbewegung und allgemein günstigen Nebelbedingungen um 4 Uhr in der gleichen Richtung, wie bei der 1. Behandlung vorbei.

[3] Der Nebelzug ist nicht unter Kontrolle zu halten. Daher war eine ständige Beobachtung des Versuchsbestandes unbedingt erforderlich.

Der Versuchsbestand war in Kürze mit Ausnahme der Krautschicht vollkommen unter Nebel, der über den Hang nach Westen abfloß.

Die ursprüngliche Absicht, mit der geschilderten neueren Methodik den Einfluß einer DDT-Verneblung mit dem TIFA zu studieren, war somit unmöglich geworden. Es konnte aber zufälligerweise innerhalb des gleichen Be-

Tabelle 2

Täglicher Totenfall auf 20 qm Fangtücher, in Gräben und auf Sandflächen zwischen dem 29. 7. und 4. 8. 1955

Insektengruppen	29. 7.	30. 7.	31. 7.		1. 8.	2. 8.	3. 8.	4. 8.	Insgesamt
A. Auf Tüchern:									
Kiefernspanner	788	340	5		174	11	0	1	1319
Gallmücken (+ Tipuliden)	1591	224	28		821	286	33	52	3035
Andere Lepidopteren	31	4	—		19	2	1	—	57
Schädl. Coleopteren	13	2	1		52	21	15	1	105
Schädl. Hymenopteren	—	1	—		2	1	—	1	5
Rhynchoten (meist Aphiden)	77	86	13		272	249	93	9	799
Tachinen/Syrphiden	3	1	—		2	2	—	—	8
Sonstige Dipteren	45	8	2		249	69	23	8	404
Marienkäfer + Larven	1	2	1		22	10	6	—	42
Andere nützl. Coleopteren	—	1	—		3	—	—	—	4
Schlupfwespen + Waldameisen	10	6	1		30	48	16	4	115
Spinnen	40	24	5		76	77	6	3	231
Collembolen	20	6	—		—	1	—	—	27
Sonstige Nutzinsekten (Raubwanzen, *Chrysopa, Rhaphidia, Panorpa)*	—	4	—		4	1	—	—	9
Psocopteren	69	10	—		78	5	2	—	164
Insgesamt auf Tüchern:	2688	719	56		1804	783	195	79	6324
B. In Gräben und auf Sandflächen:									
Laufkäfer	29	2	3		32	6	1	—	73
Waldroßkäfer	14	4	1		17	2	0	0	38
Heuschrecken	9	6	4		11	2	1	1	34
Sonstige	12	8	—		8	6	—	—	34
Insgesamt in Gräben und auf Sandflächen	64	20	8		68	16	2	1	179
Totenfall gesamt:	2752	739	64		1872	799	197	80	6503

Nachvernebelung

Nachverneblg.

standes der Einfluß einer Doppelbegiftung mit ca. 1,6 kg DDT/ha und einer einmaligen mit 0,8 kg DDT/ha studiert werden. In Tab. 1 sind die Ergebnisse des Totenfangs auf den Tüchern 18–20, im Graben 3 und auf der Sandfläche 3 (einmalige Begiftung), mit denen von Tuch 1–3, Graben 1 und Sandfläche 1 (zweimalige Begiftung) verglichen. Leider war der Befall durch den Kiefernspanner und die Gallmücken im einmal begifteten Abschnitt etwas geringer, bei den übrigen Insekten zeigt sich jedoch deutlich der schonendere Einfluß von nur 0,8 kg DDT/ha. Mit Ausnahme der parasitischen und räuberischen Hymenopteren ist der Totenfall gegenüber der mit 1,6 kg DDT behandelten Fläche im Durchschnitt um etwa die Hälfte vermindert.

Die Anzahl aller auf den Fangtüchern (20 qm), in Fanggräben (9) und auf Sandflächen (6) zwischen dem 29. 7. und 4. 8. gefundenen Insekten ist in Tab. 2 angegeben. Gleichzeitig wird aus dieser Darstellung die zeitliche Ein-

wirkung des DDT-Nebels und -Belags auf die verschiedensten Insektengruppen ersichtlich. Die Zahlen, welche der Tab. 2 zugrunde liegen, ergeben unter den abgetöteten Kerfen ein Verhältnis von nützlichen : indifferenten : schädlichen Formen von 8 : 11 : 81. Der Schädlingsanteil wird hier – ähnlich wie bei der Bekämpfung des Buchenrotschwanzes durch das Auftreten von Blattläusen (vgl. 1. Mitt.) – durch eine Übervermehrung der Kiefernnadelscheidengallmücke außerordentlich hoch gehalten. Ohne das Auftreten dieses Insekts würde das Verhältnis 15 : 20 : 65 betragen und die DDT-Behandlung in einem ungünstigeren Lichte erscheinen lassen. Derartige Verhältniszahlen sind also ganz allgemein vom jährlichen, jahreszeitlich und bestandweise wechselnden Umfang des Insektenauftretens abhängig.

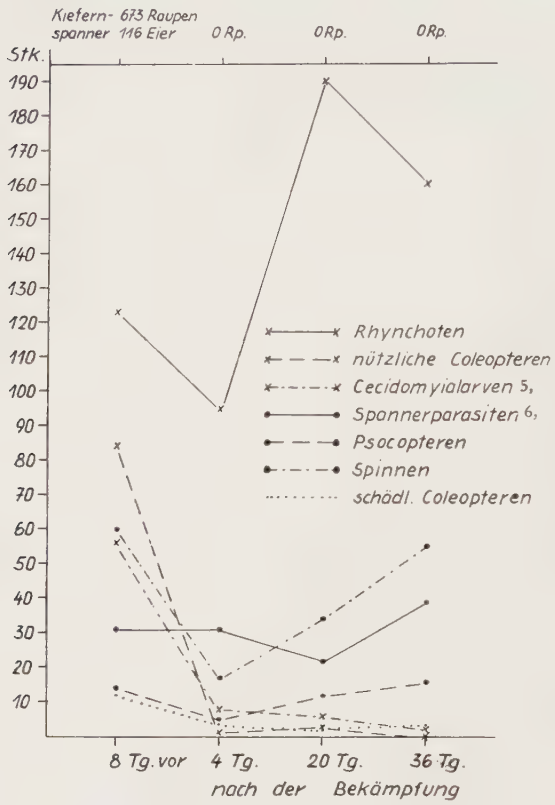

Abb. 2. Bevölkerungsbewegung einzelner Insektengruppen unter Einfluß von DDT-Nebel nach den Ergebnissen der Probeentastungen. (Ausnahme siehe Fußnoten)
5 Anzahl der Mückenlarven in 200 Nadelpaaren
6 Anzahl der auf 50 qm in 1 Std. gefangenen Schlupfwespen

Zahlen wie die obigen geben einen Anhalt, sagen aber über die tatsächliche Einwirkung auf die Biocönose wenig aus. Die Kontrolle des Insektenbesatzes durch Probeentastungen vor und in verschiedenen Abständen nach der Vernebelung (Abb. 2) zeigt annähernd die Bevölkerungsbewegung unter Einfluß des DDT-Nebels und -Belages[4]. Der Erläuterung der Abbildung seien einige Beobachtungen beigefügt: Der Kiefernspanner trat nach Bekämpfung nicht mehr in Erscheinung. Die Gallmückenlarven wurden – erstaunlicherweise trotz ihrer verborgenen Lebensweise – bis auf geringe Reste vernichtet. Es handelte sich im wesentlichen um erwachsene und verpuppungsreife Larven. Das Verlassen der Gallen zur Verpuppung im Boden wurde anscheinend durch die Nebelbehandlung vorzeitig ausgelöst. Die Maden starben z. T. erst nach Tagen auf den Fangtüchern ab. Ob die Abtötung

[4] Leider konnten Kontrollen in einem gleichartigen Bestand des Befallsgebietes, der wegen des geringeren Spannereibelages von nur 1800 Stück nicht vernebelt wurde, nicht durchgeführt werden. Infolge der wechselnden Windverhältnisse war DDT-Nebel durch diese Versuchsparzelle gezogen.

auf dem Waldboden in ähnlicher Weise vor sich ging, konnte wegen Zeitmangel nicht festgestellt werden. Die bei dieser Aktion begifteten Kiefernbestände waren jedoch im Folgejahr praktisch frei von Gallmückenbefall, während das Massenauftreten in unbehandelten Beständen noch bis 1957 anhielt. Ein wesentlicher Einfluß auf die in der Krautschicht lebenden Puppenparasiten des Kiefernspanners war durch Einheitsfänge nicht festzustellen. Die Abnahme der Anzahl gefangener Schlupfwespen 20 Tage nach Bekämpfung ist auf die Anwesenheit einiger Blütenpflanzen in etwa 1 km Entfernung vom Versuchsbestand zurückzuführen, an denen binnen weniger Minuten 25 Schlupfwespen – meist Spannerparasiten gefangen werden konnten. Feststellungen über den Verbleib des Eiparasiten *Trichogramma evanescens* W. war wegen der Kleinheit der Tiere und der Vernichtung des Spanners sowie der eventuellen Wirte nicht möglich. Zur Eiablage des Kiefernspanners im Labor verwendete Kiefernzweige, welche aus einem ca. 8 Monate vorher mit DDT-Nebel behandelten Bestand stammten, hatten sich nämlich für auf den Nadeln laufende *Trichogramma*-Weibchen als toxisch erwiesen. Nach den Beobachtungen in der Versuchsparzelle bestand die Hauptmasse der auf den Fangtüchern vorgefundenen parasitischen Hymenopteren aus Chalcididen. Die Rhynchoten- insbesondere die Aphiden-Population erholte sich nach kurzer Schockwirkung wieder. Blattläuse an einer näher untersuchten Fichte im Bekämpfungsgebiet, welche vor Vernebelung zu 11,5 % parasitiert waren, konnten sich nach Abtötung von etwa 30 % der Aphiden ohne Verluste durch Parasitierung weitervermehren. Coccinelliden- und Syrphidenlarven dezimierten jedoch auch 4, 10 und 16 Tage nach Behandlung noch die Blattlauskolonien. Die Anzahl der Spinnen und nützlichen Coleopteren nahm in den ersten Tagen nach Bekämpfung stark ab, erreichte aber 36 Tage nach Behandlung durch Zuwanderung und Schlüpfen teilweise die alte Höhe. Schädliche Coleopteren, welche sich überwiegend im Kronenraum aufhalten, nahmen nach Bekämpfung etwas ab. Am radikalsten äußerte sich der DDT-Einfluß bei den Psocopteren, die fast restlos vernichtet wurden.

Zusammenfassung

Das Ergebnis der vorliegenden Untersuchung zeigt im wesentlichen den Einfluß einer Doppelbegiftung mit jeweils 0,8 kg DDT/ha im Abstand von 3 Tagen. Die Kontrolle der Kronenfauna und des Spannerparasitenfluges ergab nur für den Kiefernspanner, die Kiefernnadelscheidengallmücke und die Psocopteren eine annähernd 100%ige Abtötung. Für andere Glieder der Kiefernwaldbiocönose wie Spannerparasiten, Syrphiden, Coccinelliden, Spinnen u. a. war eine Schädigung nur 4 Tage (teilweise auch bis zu 20 Tagen) nach Bekämpfung nachzuweisen. Trotzdem erscheint eine Nachbegiftung ungenügend behandelter Teilflächen nur dann vertretbar, wenn die verbliebene Schädlingspopulation zu einer Totfraßgefährdung des Bestandes ausreicht.

Summary

The effect of two treatments with DDT (0,8 kg/ha) separated by an interval of three days, is shown. A count of the crown fauna and caterpillar parasites

showed a kill approaching 100 % only for the pine looper, pine needle midge and Psocids. Injury to other members of the pine forest biozonose such as caterpillar parasites, Syrphids, Coccinellids, spiders etc., was only apparent four days (in places even up to twenty days) after treatment. Nevertheless, an after treatment of insufficiently treated areas appears to be only worth trying if the residual pest population is sufficient to cause serious damage.

Aus der Biologischen Bundesanstalt für Land- und Forstwirtschaft,
Institut für Vorratsschutz, Berlin-Dahlem
(Leiter Dr. W. Frey)

Die Mehlmilbe (*Acarus siro* L.) und ihre Entwicklungsstadien

Von W. Knülle

Die Mehlmilbe *Acarus siro* L., früher *Tyroglyphus farinae* L., ist der gefährlichste Milbenschädling des Lagergetreides. Die Entwicklungsstadien der Art, Larve, Protonymphe, Deutonymphe, Tritonymphe und Adultus sind durch die in der nachfolgenden Bestimmungstabelle zusammengestellten leicht kenntlichen Merkmale sicher und einfach zu unterscheiden.

Zur Bestimmung werden die Milben in 70%igem Alkohol konserviert und anschließend bei ca. 40° für etwa 12 Stunden in handelsüblicher oder schwach verdünnter Milchsäure aufgehellt. Von hier können sie direkt in das Berlese-Gemisch eingebettet werden. Polyvinylalkohol ist nicht geeignet; nach wenigen Wochen tritt eine starke Schrumpfung der Tiere ein.

1. Drei Beinpaare. Claparèdesches Organ Cl. O. vorhanden . . . . . Larve (Abb. 1)

– Vier Beinpaare. Claparèdesches Organ Cl. O. fehlt 2

2. Ein Paar Genitalpapillen G, ein Paar Adgenitalborsten gp und zwei Paar Coxisternalborsten 1 α und 3 α vorhanden. Am ersten Beinglied, dem Trochanter, fehlen Borsten . . . . . Protonymphe (Abb. 2)

– Zwei Paar Genitalpapillen G, zwei Paar Adgenitalborsten gp und ga, sowie drei Paar Coxisternalborsten 1 α, 3 α und 4 α vorhanden. Am ersten Beinglied, dem Trochanter, steht an den Beinen I–III je eine Borste (Abb. 3, 4, 5) 3

3. Äußere Genitalorgane fehlen . . . . . Tritonymphe (Abb. 3)

– Äußere Genitalorgane vorhanden (KO beim Männchen vgl. Abb. 4, Vv beim Weibchen vgl. Abb. 5) 4

4. Penis mit Stützskleriten KO vorhanden. Jederseits der Analöffnung ein Saugnapf ad. Am letzten Glied des Beines IV, dem Tarsus, zwei Saugnäpfe Sg. Zweites Glied des ersten Beines, Femur, auf der Unterseite mit einem vorspringenden Zahn . . . Adultus, Männchen (Abb. 4)

– Unter Punkt 4 genannte Merkmale fehlen. Vulva Vv (Abb. 5) und cuticulare Strukturen der Bursa copulatrix B. c. am Hinterende des Körpers (Abb. 6) vorhanden . . . . . Adultus, Weibchen (Abb. 5, 6)

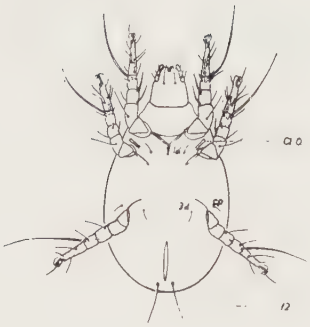

Abb. 1. Acarus siro L. Larve von ventral

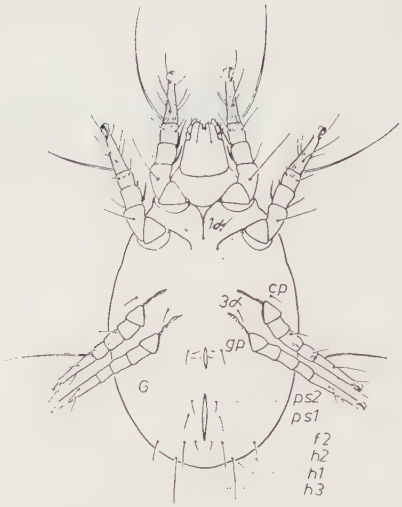

Abb. 2. Acarus siro L. Protonymphe von ventral

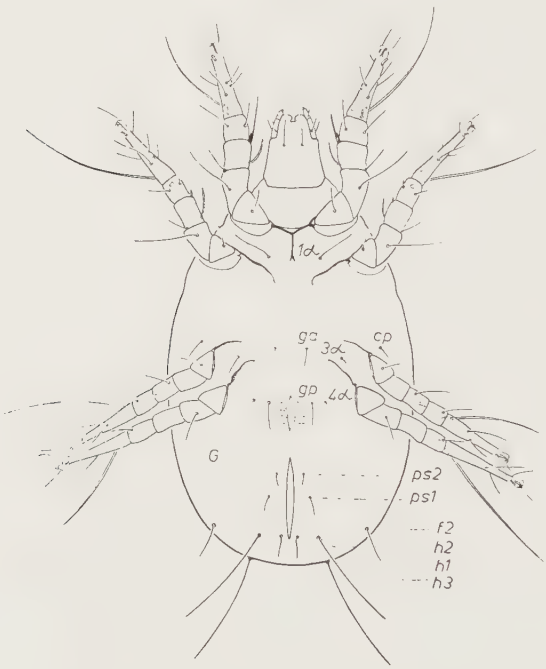

Abb. 3. Acarus siro L. Tritonymphe von ventral

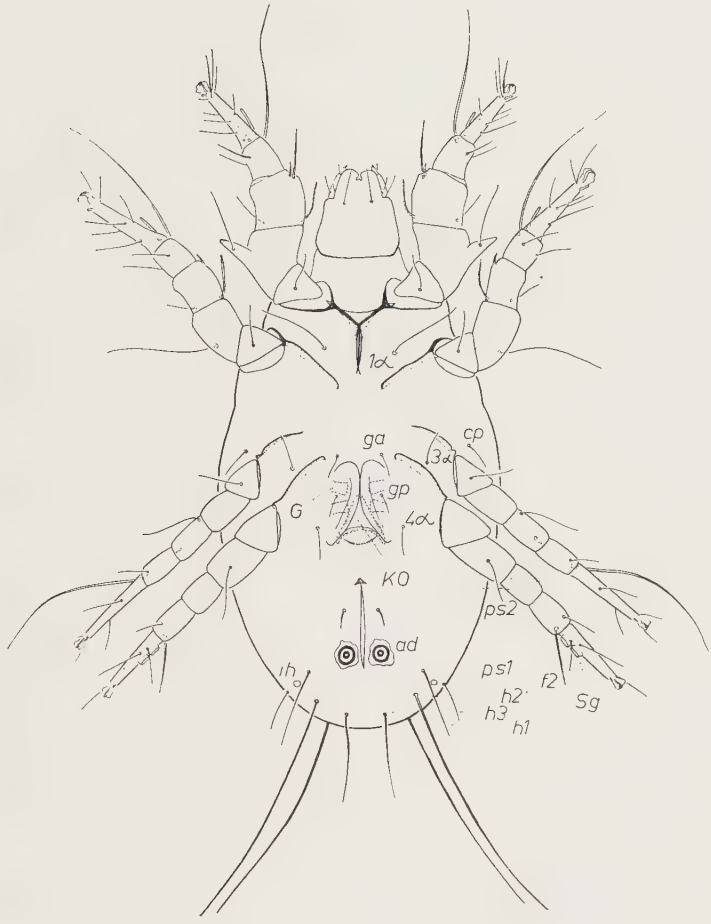

Abb. 4. Acarus siro L. Adultus von ventral. Männchen

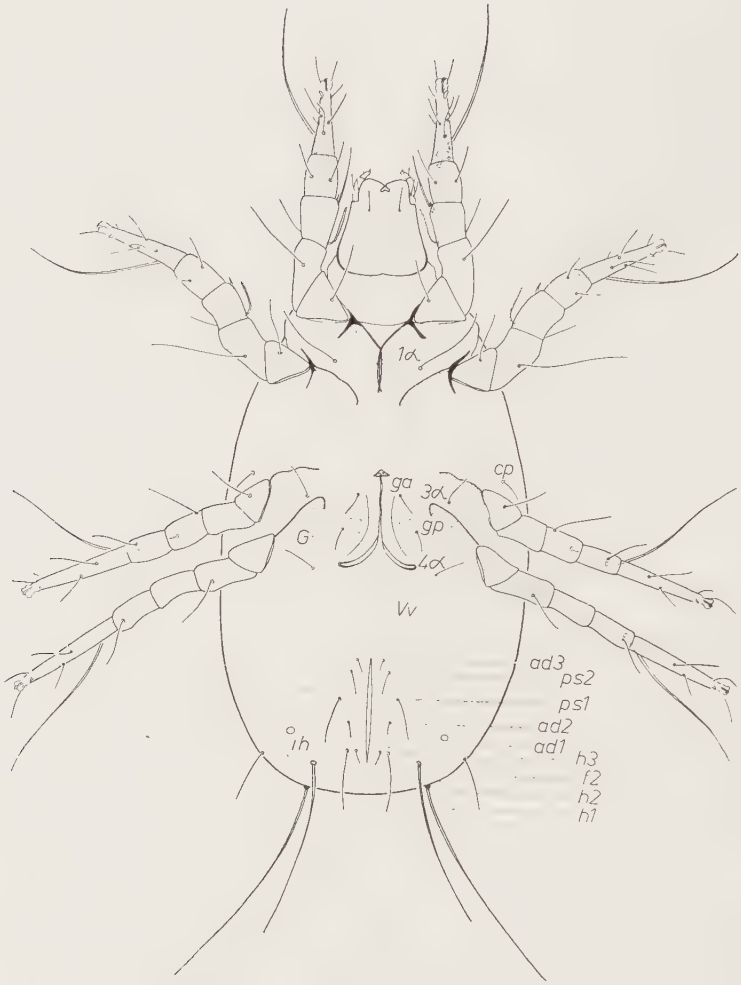

Abb. 5. Acarus siro L. Adultus von ventral. Weibchen

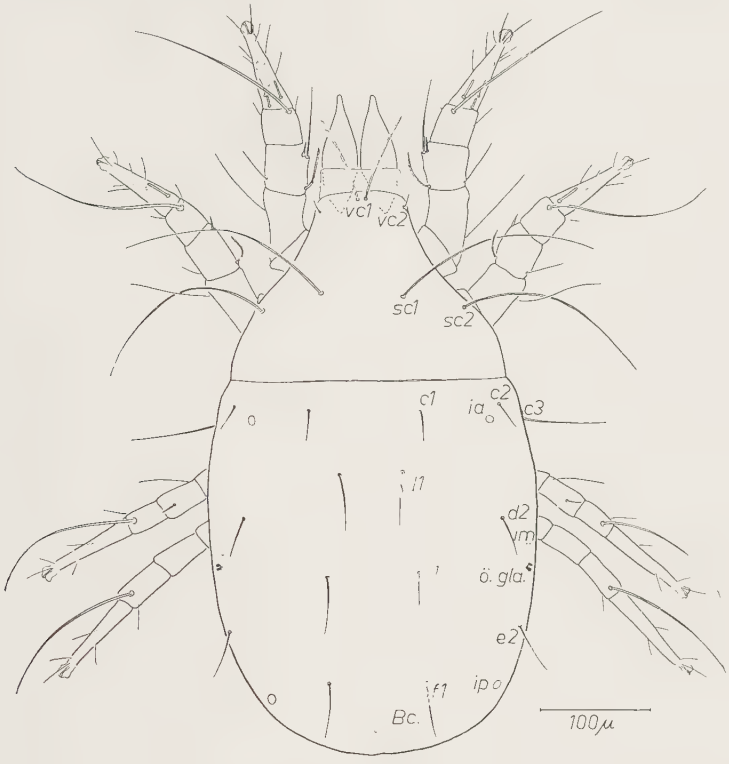

Abb. 6. Acarus siro L. Adultus von dorsal. Weibchen

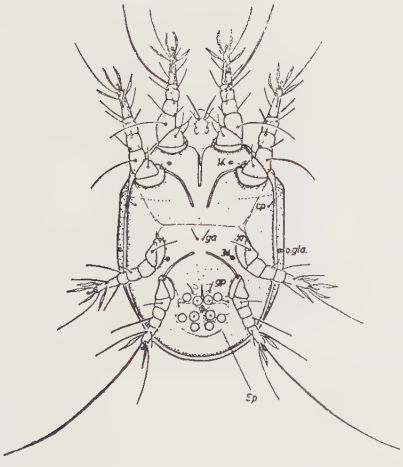

Abb. 7. Acarus siro L. Deutonymphe von ventral

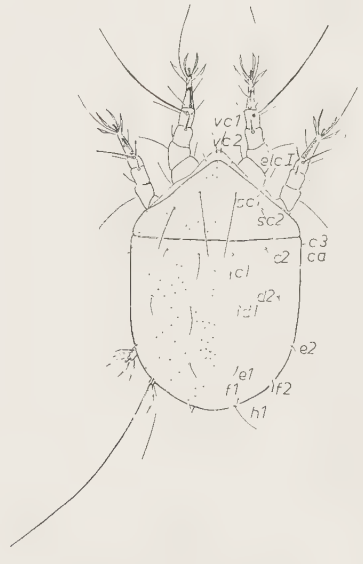

Abb. 8. Acarus siro L. Deutonymphe von dorsal

Die Deutonymphe weicht habituell stark von allen anderen Stadien ab. Durch ihre Gestalt und das Vorkommen einer „Saugnapfplatte" Sp auf der Bauchseite ist sie leicht zu erkennen (Abb. 7, 8).

Die aufgeführten Unterschiede der Entwicklungsstadien gelten für die gesamte artenreiche Gruppe der Acaridae, der die wichtigsten Vorratsschädlinge an Getreide und Nahrungsmitteln angehören (2).

Die Zeichnungen haben lediglich diagnostischen Wert. Der in Abbildung 6 eingetragene Maßstab gilt für sämtliche Abbildungen. Die Bezeichnungen sind Homologiesignaturen (1, 2).

Zusammenfassung

Die Entwicklungsstadien der Mehlmilbe *Acarus siro* L., früher *Tyroglyphus farinae* L., werden in Form einer Bestimmungstabelle mit Abbildungen diagnostiziert.

Summary

The stages of the flour mite *Acarus siro* L., formerly *Tyroglyphus farinae* L., are diagnosed by a key combined with figures.

Literatur

1. Knülle, W. (1957): Morphologische und entwicklungsgeschichtliche Untersuchungen zum Phylogenetischen System der Acariformes Zachv. I. Oribatei: Malaconothridae. – Mitt. Zool. Mus. Berlin 33 (1), p. 97–213.
2. Knülle, W.: Morphologische und entwicklungsgeschichtliche Untersuchungen zum Phylogenetischen System der Acariformes Zachv. II. Acaridiae: Acaridiae (Grundzüge der Getreidemilben-Systematik). – Mskr. p. 1–87 (in Druckvorbereitung).

AUTORENREGISTER

A

Aczél 13, 48
Aderhold 212
Adlerz 24, 25, 48
Adlung 53, 76
Allen 34, 48
Andersen 115, 128, 130, 136, 157, 165, 169
André 268
Anley 27, 29
Appel 213, 214
Assmann 347
Atcheson 120, 169

B

Bailov 130, 169
Baker 30, 48
– u. Wharton 119, 122, 169
Balachowski u. Mesnil 13, 26, 29, 48, 243, 280, 346, 355, 363
Balch 102, 110, 112, 421, 422, 427, 428, 430, 431
Ballard 120, 169
Baranyovitz 269, 280
Barke 90, 97
Bartels 97
Basch 98
Baumhofer 88
Becker 229, 324
Becker-Dillingen 273, 280, 348, 362, 363
Beidwell 356, 361, 363
Beier 404, 408
Beier-Petersen 292, 294, 324
Beirne 283, 285
Bennet u. Wallace 30
Beran 25, 27
Berenguier 387
Berker 115, 145, 169
Berthelin 242
Bey-Bienko 387, 389
Biol. Zentralanst. f. Land- u. Forstwirt. 345, 363
Blümke 274, 280
Blunck 213, 252
Bodenheimer 76, 195
– u. Swirski 14, 15, 18, 19, 21, 36, 48
Bodenstein 57
Bodo 173, 195
Böhm 25
Boerner 1–3, 6–8, 28, 29, 33, 35–38, 43, 45–48, 208, 224, 225, 282, 417
– u. Heinze 2, 13, 14, 25, 28, 34
Boldyrev 387, 405
Bolle 90
Bondy u. Rainwater 29, 32
Bonnemaison 37, 48
Borchers 326
Borchert 97
Borg 173, 195
Bounhiol 342
Bouvier 95
Bramstedt 219, 225
Brandt 25, 28
Brauer 209
Braun 74
Breddin 209
Brohmer 169, 210, 211, 225
Brunelli 341
Brunner 397, 400, 404, 405
Bruns 326, 329–333, 335
Buckton 17, 20, 21, 48
Bütschli 229
Buntschev 387, 389
Bushnell 356, 363

C

Can 387, 388
Canalis, Boffa, Soika, Sepulcri 343
Candura 357, 363
Canzanelli 346, 355, 357, 361, 363
Castberg 195
Chapmann 227
Chiaramonti 26
Childs, Gillespie 195
Chittenden 356, 357, 363
Cholodkowsky 212, 242
Chopard 399
Claassen u. Palm 241, 242, 250, 252, 269, 280
Clancy u. Pollard 120, 161, 169
Clark u. Brown 106, 112
Collyer 120, 128–132, 135, 136, 138–140, 157, 161, 163, 169
–, Kirby 169
Cooley 13, 28, 48
Cresson 282
Cross 318, 324
Cutright 12, 20, 29, 32, 48, 120, 161, 169
– u. Sutton 161, 169

D

Dahl 48
Darwin 208
Davatchi 52
Daviault 346, 363
Davidson 14, 48
Davis 13, 19, 48, 142, 166, 169
Dean 161, 169
Decaux 242, 268
Della Beffa 399
Delucchi, Pschorn-Walcher, Zwölfer 14, 49
Demoll 229
Dern 216
Dewitz 215
Dittmann 216
Dobzhansky 33, 35, 49
Döhring 91, 97, 169
Döring 89, 122
Dosse 115, 116, 120, 121, 169, 170, 258, 263, 280
Dowdy 76
Drake, Tate, Harris 30
Dreyfuß 212
Driesch 229
Dryenski 26
Dumbleton u. Jeffreys 173, 176, 195
Durán 158, 170
– u. Olalquiaga Fauré 361
Dyckerhoff 215

E

Eastop 21, 33, 36, 49
Ebner 388, 399
Eggermann 242, 280
Eggers 211
Ehrenhardt 173, 176, 195
Eichler 269, 280
Eidmann 19, 49
Eichhorn 35, 49, 110, 230, 419, 420, 421, 427, 429
Elton 324
Emeis 324
Emel'Yanova 30, 32
Enigk 78, 89, 90, 93, 94, 97
Escherich 231, 294, 324, 377, 384, 386
Evans 120, 170
Ewing 36, 122

F

Faber 25
Faes 195
Farzer 370
Feytaud 346, 356, 361, 364
Finney 120, 121, 158, 159, 170
Fjelddalen 161, 170
O'Flaherty 98
Folsom 209
Francke-Grosmann 288, 289, 292, 296, 299, 300, 308, 320, 322, 325
– u. Rühm 305, 309, 316, 325
Franz, J. 104, 105, 106, 111, 112, 173, 195, 418–420, 427–429, 431
– u. Karafiat 100, 105, 106, 112, 418–421, 424, 425, 427–431
Franzenburg 98
Frickhinger 99
Friederichs 34, 49, 226, 227, 228, 252, 280
Fulmek 357, 364

G

Gansser 77, 78, 86, 88, 98
Garcke 220, 225
Garman 122, 170, 173, 195, 356, 364
– u. Townsend 163, 170
Gasser 142, 170
Gauckler 269, 280
Gaumont 29
Gebauer 78, 81–83, 85, 98
Gehrn, Beier-Petersen u. Henriksen 325
Geier 161, 170
– u. Baggliolini 170
Geiger 76
Geigy u. Ernst 342
Geijskes 120, 128, 157, 159, 161, 170
George 26
Georgescu 387
Gerhardt 405
Germar 233
Ghilarov 30, 32
Gillette 25, 26, 49
Goebel 229
Gösswald 49, 326, 328, 335
Goetsch 17, 49
Götze 78, 83, 85, 89, 93, 98
–, Merkt, Strütt 98
Götzfried 78, 89, 93
Gollmick 219
Goot 49
Grandi 13, 14, 49
Grassi 217, 225, 341
Greenslade u. Massee 173, 195
Gregoire 98
Greim 15, 49
Greve 89
Groschke 235
Groves 115, 128, 140
Günthart 128, 130, 139, 140, 161, 170
Guercio del 356, 364
Guilleaume 89, 98
Gurney u. Le Gay Brereton 173, 195
Gyon 370
Gyrisko, Newsom, Marshall u. Schwardt 276, 280

H

Haardt 325
Haarløv u. Beier-Petersen 294, 325
Haeckel 208
Hähnle 326
Halier 220
Hall van 26
Hancock 29
Hanstein, v. 115, 170
Hantsbarger u. O'Neill 120, 170
Handlirsch 209, 225
Handschin 76
Hansen 209
Hanuss 232
Harnig 348
Hartmann 222, 225
–, Querengässer 325
Hase 347, 348, 355, 361, 364, 415
Hauptfleisch 348
Hawley 355, 364
Headlee 346, 364
Heeger 13, 49
Heidenreich 296, 325
Heinze 30, 49, 282, 285, 415
Hennig 49
Henriksen u. Jørgensen 325
Herbst 329
Herford 346, 364
Herfs 339, 350, 356, 357, 364
Hering 34, 49
Heriot 212, 225
Herter 346, 364
Hertwig 229, 232
Herzig 18, 49
Heuckmann 215
Hey 128, 131, 132, 170, 242, 280
Heymons 209
Hille Ris Lambers 1, 2, 34, 38, 45, 47, 49, 417
Hoffmann 90, 364
Hoffmeister 326, 335
Hofmeister 222, 225
Holiday 282
Hollrung 241, 256, 266, 268, 269, 280
Horber 25, 345, 346, 348, 358, 361, 364
Huber 17
Hubert 248
Hueck 163, 170
–, Kuenen, Den Boer, Jaeger 142, 166, 170
Huffacker u. Kennett 120, 170
Humboldt 208
Husson u. Stauder 325

I

Issleib 89

J

Jablonowski 234, 241, 242, 243
Jancke 49, 173, 179, 195, 218
Janetscheck 8, 49
Janisch 371, 373, 375, 379, 381, 386
– u. Roegner-Aust 386
Jany 345, 356, 361, 364
Jarvis 173, 195
Jegen 88
Jenkins, Forte u. Ryan 174, 195
Johnson 49
Jones u. Gillette 28, 49
Jørgensen 233, 234, 240–244, 250, 252–254, 256, 263, 268–270, 280
Jucci 341
– u. Springhetti 339

K

Käpernik 98
Kaiser 341
Kaltenbach 49
Kamm 78, 89, 90, 93, 98
Kangas 325
Karabag 388
Karafiat 106, 108, 110–112, 418, 419
Karamizrak 388
Kassanis 30
Kaufmann 114, 213
Keifer 237, 280
Kemp 174, 195
Kennedy 12, 49
– u. Booth 49

Kieffer 412, 414
Kienitz 259, 280
Kirchberg 91
Kirchner, v. 355, 364
Kivit 179, 195
Kjeldal 203
Klebs 229
Keine 412, 414
Klinkowski 242, 258, 280
Kloft 49, 102, 112, 326, 420, 423, 431
Knechtel u. Manolache 28
Knipling 98
Knowlton 29, 32
Knülle 439, 444
Knuth 355, 364
Koch 28, 49
Köstlin 354, 364
Kohstall 98
Korschel 113
Korschelt 208, 232
Kotte 155, 170
Kovaćević 176, 179, 195, 269, 280, 382, 386
Krieg 373, 386
Krishna Ayyar 32
Kruel 374, 386
Kühl 77, 78, 83, 86, 88–90, 93, 98
– u. Seiler 98
Kühnelt 76
Kuenen 120, 166, 170
Kugler 355, 364
Kunhi Kannan 356, 364
Kurdjumov 26
Kurir 13, 50, 388
Kutter 21
Kylin 223, 225

L

Laing 29
Lampert 211
Landgraf 242, 280
Lang 209
Lange 28, 32, 50
Larson 356, 361, 364
– a Fisher 346, 354, 355, 357, 361, 364
Lathrop 161, 170
Latreille 233
Lattin, de 53
Lawrey 173, 195
Lefèvre 346, 361, 464
Lehmann u. Klinkowski 241–243, 254, 259, 264, 265, 269, 280
Leng 233
Lepesme 356, 364
Lienert 98
Lincoln a. Palm 240–244, 250, 252, 255, 260, 262–264, 268, 269, 275, 280
Linke 116, 165, 170
Linné 233
Lipmann 346, 364
Listo, Listo u. Kanervo 139, 159, 171
Lona 233, 280
Lord 120, 126, 130, 132, 133, 171
Lovett 361, 364
Lubbock 20
Lührs 77, 78, 81, 83, 86, 87, 93, 94, 98, 99
Lundie 176, 195

M

Mackauer 282
Madel 53
Maercks 382, 386
Magat 99
Malenotti 26, 32, 50
Maneth 98
Marchal 31, 37, 50, 195, 212
– a. Foex 26, 32
Marcucci 346, 357, 361, 364, 365
Marilaun 208
Markert 289
Marlé 157, 171
Marshall 283, 285
Martelli 26, 50
Martignoni 373, 376, 386
Martini 37, 50
Massee 120, 160, 161, 163, 171, 173, 195
– u. Steer 161, 171
Mathys 120, 132, 171
Matsumura 2, 50
Maxon 13, 28, 50
May 174, 195
– u. Fischer-Webster 174
Mayer 386
McGregor, Radeloff, Bushland 90–92, 99
Mehls u. Holl 90, 99
– u. Reichenbach 99
Meier 12, 25, 50
Meier u. Telenga 176, 196
Mekaskar u. Canis 368
Menusan 346, 352, 364
Menzel 142, 171, 196
Merkel 99
Merker 112, 229, 230, 418, 428, 430, 431
– u. Eichhorn 107, 111, 112, 418–421
–, – u. v. Kleist 420, 422, 427, 431
– u. Kleinkrautheim 325
Mez 220, 223
Michelbacher u. Bacon 163, 171
Mills 27, 28
Mingaud 355, 561, 365
Möhn 413, 414
Mokrzecki 387
Moog 217
Morcira 29
Mordvilko 1, 2, 22–24, 27, 29, 32, 40, 41, 43, 44, 50, 219, 225
Morrill 29
Morstatt 221
Mühle 25, 50
– u. Fröhlich 233–235, 241–244, 254, 258, 259, 263, 269, 276, 280
Müller, H. 18, 50, 355, 365
Müller, H. J. 50
– u. Unger 50
Müller, F. P. 37, 50
Müller, K. R. 242, 265, 274, 281
Müller-Thurgau, Osterwalder, Schneider-Orelli 27, 28, 31

N

Nakayama 196
Nesbitt 120, 171
Nessenius 326, 335
Neuhaus 51
Neumann 99
Newcomer u. Dean 173, 196
–, – u. Carlson 173, 196
– u. Yothers 120, 171
Nixon 17–19, 22, 51
Noble 173, 196
Nolte 232, 248, 345, 347, 348, 352, 365
Novicky 267

P

Packard 211
– u. Razzauti 357
Painter 365
Palm 236, 241, 242, 253, 268, 281
Pamay 388
Parker 13, 28, 31, 51
Patch 225
Pedretti 77
Peres 78
Pesca 128, 171
Peter 83
Petersen 211, 225
Peus 11, 51
Pfankuch 216
Pflugfelder 341
Philiptschenko 209
Pickett 130, 171

Plotnikov 29
Poeteren 29
Posnette 282
Prell 231, 232
Pschorn-Walcher 14
– u. Zwölfer, H. 100–104, 106–108, 110, 112, 418, 419, 421, 422, 424, 425, 427–431
Purucka, Theiler u. Walther 346, 365
Pussard 173, 196

Q

Quednau 51, 357, 365
Quilis Perez 284, 285

R

Rademacher 233, 273, 281
Radzievskaya 137, 139, 171
Rahmann u. Abdul Wahid Khan 173, 196
Rainwater 29
Rambousek 271, 281
Ramne 388, 389, 397, 400, 404, 405
Rasmuson 213
Razzauti 346, 356, 361, 365
Reiche 326
Reichenbach 78, 89, 90, 93, 99
Reiff 156, 171
Reitter 116, 171, 234, 281
Rekach 29
Remane 51
Remisch 269, 281
Rensch 51
Riehm 213
Roberti 33, 51
Roegner-Aust 371, 373, 386
Roesler 166, 171
Romanova 176, 196
Romanyk 336
Romeis 406
Rosas Costa 388
Rosenberger 77, 89–92, 94, 99
Rothmaler 224, 225
Rübsaamen 414
Rühm 286, 296, 298, 300, 305, 310, 325
Ruggles 30
Russ 173, 182, 196

S

Sachtleben u. Thiem 173, 196
Sagoschen 99
Salt 365
Samochvalova u. Samojlowitsch 34
Sandermann u. Casten 344
Schaerffenberg 228
Schaller 53
Schenck 325
Scheu 216
Schilder 51, 217
Schimitschek 420, 431
Schlumberger 213
Schmid 99
Schmidt, G. 281
Schmidt, H. 22, 24, 25, 51
Schmidt-Göbel 242
Schmitt 53
Schmutterer 11, 51
Schneider, F. 173, 196, 325
Schneider, H. 173
Schneider, J. 116
Schneider-Orelli 37, 51, 212, 225
Schouteden 24, 51
Schrader 90, 326, 330
Schütze 13, 14, 51
Schumacher 14, 24, 51
Schuster 219
Schweiger 233, 241, 242, 263, 267–269, 281
Schwerdtfeger 326, 335, 372, 386
Sedlag 28, 30, 51
Seeliger 213, 219
Seiler 78, 89, 93, 94, 99
Sepasgosarian 116, 171
Sergent 368
Severin u. Drake 30
Seydlitz 242
Shinji 29
Shtchegolev 26
Shull 36, 51
Silvestri 209
Skaife 356, 361, 365
Slingerland 355, 365
Smirnoff 133, 171
Snodgrass 209
Solomon 163, 171
Sonie 81
Sorauer 285, 387
Spann 77, 83, 89
Spengel 229
Speyer 113, 114, 158, 161, 171, 173, 196, 208, 213, 224
Sprengel 179, 196
Springhetti 340, 341, 342
– u. Bernardini 341
Spuler 211
Staak 83
Stammer 15, 44, 51
Stateloff 387, 389
Steer 128, 171
Steffen 57
Steinecke 223
Stella 341
Steyer 348
Stiefenhofer 77
Stift 256
Strütt 99
Suenaga 26, 27
Szekessy 281

T

Takahashi 27
Taylor 173, 196
Teixeira, Constantino 346, 354, 355, 361, 365
Thalenhorst 326, 335
The leather trade's review 99
Theobald 26, 28, 29, 34, 51
Thiem 215, 218
Thompson, Doolittle, Smith 30
Tillyard 173, 196
Tischler 51, 76
Titschack 197, 198, 199, 201, 207
– u. Schmalfuß 199–201, 207
– u. Wodsak 197
Tolunay 366
Toyoshima 196
Troop 26
Tschorbadjeff 387, 389
Tümpel 404
Tullgren 51
Twinn 27, 28

U

Ullyett 283, 285
Unterstenhöfer 155, 171

V

Vachon 366
Vassiljev 357, 361, 365
Vitzthum 115, 120, 128, 158, 171
Vogel 25, 28, 29
Voûte 325

W

Waede 114
Wagner, E. 172
Wagner, H. 325
Wagner, W. 34, 35, 51, 76
Waldhauer 37, 52
Wanner 214
Wartenberg 219
Wason 196
– u. Lloyd 174, 196
Wassiliew 240–243, 252–254, 263
Webster 19, 52
Weck 289

Weidner 346
Weismann 232
Weismantel 53
Wellenstein 7, 17, 52, 372, 386
Wellmer 348
Wetzel 99
Whittaker 173, 196
Wichmann 18, 52, 412
Wigglesworth 342
Wildbolz 25, 28, 29
Wilhelmi 289
Wilson 78
Wodsak 199
Woorden 94, 99
Wolff 93
Wundrig 371, 373

Y

Yakhontov 14, 52
Yothers 173, 196

Z

Zaazou 346, 365
Zachariae 345
Zacher 115, 122, 127, 171, 346, 348, 356, 365, 387
Zeck 26
Zeller 99
Zeuner 408
Ziegler 216
Zoebelein 432
Zureck 89
Zweigelt 3, 43, 52
Zwölfer, H. 1
Zwölfer, W. 224, 372, 373, 386, 388

SACHREGISTER

A

Abelicea 2
Abies alba 112
– *balsamea* 34, 112, 431
– *pectinata* 3, 112, 431
Acanthocelides obtectus Say. 345, 363, 364, 365
Acari 13, 117, 119, 128, 156, 158, 166–171
Acaridae 59, 388
Acariformes 444
Acarus siro L. 439–444
Aceton 204
Acetylcholin 200
Achillea 34
– *millifolium* L. 264, 355
Aculeaten 210
Adalia bipunctata L. 118, 139
Adelges piceae Ratz. 101, 105, 110, 112, 418, 431
Adelgidae 112
Adelgiden 42, 211, 212
Adenin 200
Adenosin-3-Phosphorsäure 200
Aethanol 202
Aether 204
Aethusa spec. 5
– *cynapium* L. 355
Agropyron repens Pal. Beauv. 264
Agropyrum spec. 4, 25, 26, 32
Agrostis 25, 26
Agrotis segetum Schiff. 57
Akarizide 163, 170, 171
Aktiv-Gesarol 154, 156
Albumin 199
Alge 224
Alkalien 205
Alkohol 199–205
Allium cepa L. 62
– Virus 1 282
Allothrombium fuliginosum Herm. 13
Allotria minuta Hartig 283, 284
Alophila combustella H. S. 14, 52
Aluminium 200
– oxyd 201, 205
Alysia 88
Amaranthaceae 5
Amaranthus spec. 5
Ameisen 15–24, 30, 32, 43, 44, 50–52, 74, 293, 374, 415–417, 435
Ameisenmilben 49
Ameisensäure 202, 205
Aminosäure 200, 206
Ammoniak 202
Ampfer 264
Amphitetranychus crataegi Hirst. 116
Amphorophora rubi 34
Amsel 356
Andropogon spec. 5
Angiospermen 220, 221
Aneurin 200
Anoecia spec. 2–14, 16, 21–27, 30–32, 35, 38–42, 44–47
Anoeciinae 1–3, 6, 8–10, 16, 22, 25, 39–46
Anthemis 32
– *arvensis* 355
Anthocoridae 118, 119, 128, 130, 161, 163, 166, 169, 171
Anthocoris amplicollis Horv. 118, 130, 141
– *confusus* Reut. 118, 130
– *gallarum ulmi* De Geer 118, 130, 141
– *minki* Dhrn. 118, 130, 141
– *nemoralis* F. 118, 130
– *nemorum* L. 118, 128, 129, 130, 141, 147, 159, 160, 164, 166, 168, 169, 171
Anthoxanthum spec. 5
Anystidae 117, 127
Anystis spec. 117, 127, 128
– *agilis* Banks. 127
– *baccarum* L. 127
Apera spec. 4
Apfel 116, 120, 122, 132, 133, 135, 137, 140, 141, 175, 176, 187, 188, 189, 191, 219
Aphelinus mali Hald. 173–188, 191–196
Aphiden 1, 2, 7, 13–27, 29–32, 34, 40, 43–45, 48, 49, 51, 135, 139, 141, 175, 190, 191, 194, 210, 219, 221, 435, 437
Aphididae 39, 49, 285, 417
Aphidiinae 282, 284
Aphidius 13, 14
– *avene* Hal. 284, 285
– *gomezi* (Quilis) 284
– *ribis* Hal. 282–285
– *rosae* Hal. 284
– *testaceipes* 282
Aphidoidea 1
Aphidula schneideri 282
Aphis spec. 7, 18, 19, 49
Aploneura spec. 3–10, 12–16, 22, 24, 45–49
Aplopecurus spec. 5
Apterygoten 208, 209, 225
Arabinose 199
Arachniden 208
Arachnoidea 117
Archicarpicae 221
Archipterygoten 209
Arrhenatherum spec. 4, 25
Artemisia spec. 6, 34
– *vulgaris* L. 59
Arthropoden 74, 100, 110, 116, 117, 161, 166, 208, 209, 224, 225, 368
Asparagus officinalis L. 62
Atractotonus mali Mey. 118, 132, 147
Auchenorrhyncha 50
Auerochs 87
Avena spec. 4

B

Bachstelze 268, 356
Bärenspinner 88
Baizongia spec. 2–4, 6, 7, 9, 10, 12–14, 16, 23, 24, 42, 44, 47
Bakterien 68, 75, 373, 376
Bakterienkulturen 200
Barbitistes amplipennis 389
Barytwasser 205
Baumwolle 27, 29
Baumwollspinnmilbe 139
Bdellidae 117, 128
Beauveria bassiana (Bals.) 268
– *globulifera* Spag. 268
Berlese-Gemisch 439
Beta spec. 5, 28
– *vulgaris* L. 62, 264
Bettwanze 375, 386
Biene 210, 232, 355
Bilirubin 200
Biotin 200
Birke 326, 415, 416
Birne 116, 132
Bison 87
Blattlaus 12, 14, 18, 42, 48–50, 52, 211, 212, 219, 220, 225, 282, 283, 436, 437
Blattlauslöwe 133
Blattlaus-Schlupfwespe 282, 283, 284
Blauracke 268
Blausäure 163
Blei 205
Bleiarsen 173, 193
Bleiarsenat 184–186, 189, 190
Bleiazetat 205
Bleicherde 205
Bleisulfid 205
Blepharidopterus angulatus Fall. 118, 132, 167, 169
Blindwanze 153, 172
Blutlaus 37, 49, 51, 173–177, 179, 183, 190, 191, 193–196, 211–213, 218
Blutlauszehrwespe 173, 196
Bohne 29, 133, 135, 136, 139, 141, 347–349, 355–357, 360–362
Bohnenwurzellaus 28, 31, 46
Bolus 201, 205
Bor 200
Boraginaceae 6, 57
Borkenkäfer 295, 336, 412, 414
Boriomyia nervosa Fbw. 118, 135, 141
Bothriuridae 366
Brachycaudus 7
Brachynus crepitans L. 59
Brachypodium spec. 3
Brachyrhinus ligustici L. 233–273, 275–281
Braconidae 210, 282, 285
Brassica spec. 5, 28
– *oleracea* L. 62
Brennessel 164
Brennfleckenkrankheit 347
Briza spec. 4
Bromus spec. 3
Brotkäfer 345
Broscus cephalotes Panz. 267
Bruchidae 345, 355, 363
Bruchobius laticollis Ashm. 357
Bruchus irresectus 365
– *obtectus* 364, 365
Bryobia praetiosa Koch 116, 122, 125, 126, 137, 157, 169
Buchdrucker 230, 413
Bupalus piniarius L. 432
Buprestiden 355
Buthidae 366
Buthus ater 370
– *australis* 368, 370
– *gibbosus* Brulle 366, 367, 368
– *occitanus* 368, 370
– *tamulus* 368
Butomeen 221
Byrsocrypta 45, 47
Byrsocryptini 45, 47
Bytiscus betulae L. 59
Byturiden 355

C

Calamagrostis spec. 4
Calciumcarbonat 205
Callaphididae 40, 51
Callitroga americana 88
Calosoma inquisitor L. 266
Calotermes 339–343
– *flavicollis* 339–344
Campodea 209
Camptobrochis lutescens Schill. 118, 131, 141, 166
Camptomyia 413
Campylomma verbasci Mey-D. 118, 130, 131, 141, 147, 166, 171
Campyloneura virgula H. u. S. 118, 132
Cantharidae 352, 355
Carabidae 59, 75, 267, 278, 293, 299
Carabus 57, 74
– *auratus* L. 74, 267
– *cancellatus* Illig 74, 267
– *coriaceus* L. 74
– *germari pseudoviolaceus* Kr. 267
– *scheidleri* Panz. 267
– *violaceus* L. 74
Carex spec. 5, 8
Carnivoren 232
Carpinus spec. 122
Carpocapsa pomonella L. 189, 190
Caryophyllaceae 5, 56, 58
Capitophorus-Arten 38
– *ribis* L. 282
Capsella spec. 5, 61
– *bursa pastoris* Medic. 57, 58, 62
Capsidae 118, 119, 131, 132, 141, 156, 163, 164, 167, 169
Captan 186, 194
CBHo-Mittel 276
Cecidomyidae 119, 140

Cecidomyia baeri Prell 433
– *brachyntera* Schwaegr. 433, 434, 436
– *galii* 414
– *symphyti* 414
Centaurea 34
Cerambyciden 296
Cerasium spec. 5
Cerosipha 7
Chactidae 366
Chaitophoriden 39
Chalcididae 174, 193, 194, 283, 357, 437
Chamaemyiden 14
Cheiletidae 117, 128
Chenopodiaceae 5
Chenopodium spec. 5, 28, 61
Chermes 50
– *abietis* 212, 225
Chermiden 212, 225
Chlordan 163, 276
Choropisca glabra Mg. 13, 51
– *notata* Mg. 13
Cholesterin 200
Cholin 200
Chrysomelidae 57
Chrysopa 14, 435
– *californica* Coq. 159, 170
– *perla* L. 118, 133, 135, 141
– *septempunctata* Wesm. 118, 135, 141
– *tenella* Schneid. 118, 135, 141
– *vulgaris* Schneid. 118, 133–135, 141, 147, 159, 160, 166, 168
Chrysopidae 118, 135, 166, 168, 171
Cicaden 434
Cichorium intybus L. 59, 264
Cicindela 57
Cimex lectularius 375, 384
Cinerea Arnold 213
Cioninen 232
Cirsium arvense Scop. 58, 62, 63
Cladophora 223
Cnemodon 14, 49
Cocciden 11, 18, 19, 51, 210
Coccinella conglobata Horv. 118, 139, 141
– *7-punctata* L. 118, 139
Coccinellidae 13, 14, 118, 135, 139, 141, 158, 163, 166, 168, 437
Colamin 200
Coleoptera 13, 18, 118, 119, 135, 141, 156, 159, 166, 167–169, 280, 281, 299, 300, 345, 368, 434–437
Collembolen 208, 209, 435
Colletotrichum lindemuthianum 347, 360
Coloeus monedula turrium C. L. Brehm 268
– *soemmeringii* Fisher 268
Colopha 2, 7, 9–11, 13, 15, 16, 18, 22, 40, 44, 45, 47
Colophila 2
Conorrhyncha 209
Compositae 6, 56, 58–60, 221
Coniopterygidae 118, 135
Convolvulaceae 57
Convolvulus arvensis L. 57, 60, 61, 355
Conwentzia spec. 118, 135
– *pineticola* End. 157
Copodiplosis cryphali 412, 414
Coracias garrulus L. 268
Cornus spec. 2
Corvus corone cornix L. 268
– *corone* L. 268
– *frugilegus* L. 268
Corylus spec. 136
Corynephorus spec. 4
Crassulaceae 5
Crepis spec. 6
Crioceris asparagi L. 57
– *duodecempunctata* L. 57
Cruciferae 5, 56–58
Crustaceen 209, 225
Cryphalus abietis Ratz. 287, 412
– *saltuarius* Weise 412, 413
Cryptomyzus ribis L. 282, 285
Cunaxidae 117, 128
Cupuliferen 221
Curculio ligustici 233
Curculionidae 57, 59, 280, 352, 355
Cynipidae 283
Cynozurus spec. 4
Cyperaceae 5
Cyperus spec. 5
Czenspinskia lordi Nesbitt 120, 126

D

Dactylis spec. 4, 25, 28
Dactylosphaera vitifolii Schim. 225
Dahlia variabilis Desf. 355
– Virus 1, 282
Dasselfliege 75, 78, 80–82, 84, 90, 93, 96–99
Dattel 133
Datura strabonium 11, 62, 65
Daucus 48
– *carota* 264, 355
DDD 174, 276
DDT 89, 95–97, 120, 144–149, 151–156, 161–163, 167, 168, 173, 174, 184–194, 276, 296, 337, 432, 434–437
Dendroctonus engelmanni Hopk. 318
– *micans* Kug. 286–301, 303, 305, 307–314, 316, 318–325
– *terebrans* Oliv. 318, 319
Deraeocoris olivaceus Fabr. 132, 141
– *ruber* L. 118, 132
– *trifasciatus* L. 118, 132, 141
Derbrüßler 274, 281
Derrispräparat 77, 81, 95, 97
Deschampsia spec. 4
Dianthus caryphyllus L. 62
Diatomeen 224
Diazinon 92, 187, 189, 190, 191
Dictiocaulus viviparus 99
Dickmaulrüßler 280
Dieldrin-Derris 93–95
Dieselöl 298
Dikotyledonale 221
Dinitrobutylphenol 181, 182, 192–194

Dinitrokresol 182, 192–194
Diplocentridae 366
Diplosis vorax 414
Diplotaxis muralis DC. 56, 60–63, 70, 75, 76
Diptera 13, 119, 158, 167, 169, 352, 412, 434, 435
Ditrysia 211
DNBP 194
DNC-Mittel 163, 181, 182, 193, 194
Dohle 268
Doralis fabae 18, 50
Drassodes latifosus Walch. 74
Drepanopteryx phalaenoides L. 14
Dreyfusia merkeri Eichh. 100, 101, 110, 419, 420, 425, 426
– *nüsslini* 37, 102, 112, 419, 420, 431
– *piceae* Ratz. 34, 37, 49, 100, 101, 102, 104, 110, 112, 418, 419, 420, 423, 424, 427–429, 431
– *f. aggressiva* 419
– *prelli* 419
Drosophila melanogaster Mg. 176, 187, 188
Drossel 268
Dynastinen 232

E

E 605 159, 163, 168, 184
Ectocarpale 223
Ectocarpus 222
Ectotrophe 209
Eiche 415, 417
Eichhörnchen 30
Eisessig 203–205
Eiweiß 199, 206
Essigsäure 202, 203
Elateriden 334, 355
Eleutheropetale 221
Elster 74
Elymus spec. 4
Embryophyten 223
Empicoris culicifermis Deg. 13
Endeis 45, 47
Entomophtoraceen 356
Eotetranychus pomi Sepasgosarian 116, 121, 122, 125, 126, 127, 140, 171
– *telarius* L. 116, 121, 125, 131, 132, 136
Emphemeriden 209, 210
Ensifera 388
Ephialtes terebrans Ratz. 299
Eragrostis spec. 4
Erbsenblattlaus 50
Erdbeere 264
Erdraupe 53, 74
Ergosterin 200
Erigeron canadensis L. 56, 60
Eriophorum spec. 5, 7
Eriophyiden 120, 126, 127
Eriosoma spec. 37, 50
– *crataegi* 212, 225
– *lanigerum* 173, 174, 195, 196
Ernopocerus fagi (F.) 412, 414
Erophila verna E. M. 56, 60, 63
Erzwespe 357
Eumyceten 223
Eupelmus degeerii Dalm. 357
– *cyaniceps* Ashm. 357
Euphorbia cyparissias 60
Euphorbiaceae 60
Euscelis 50
Euscorpius carpathicus L. 366, 367
– *italicus* AWH. 366, 367, 369
– *migrellicus* Kessel 366
Euxoa Hb. 53, 54, 56–60, 62–70, 72–75
– *aquilina* Schiff. 53, 55, 60, 75
– *nigricans* L. 53, 75
– *tritici* L. 53, 55, 65, 75

F

Färbemethode nach Bouin 406
Fasan 268, 278
Fasciola hepatica 99
Feronia-Art 266
Festuca spec. 3, 25
Fettsäure 199, 206
Fichte 286, 289, 293, 301, 303, 305, 307, 308, 310, 313, 314, 316, 318, 319, 326, 327, 329, 368, 413, 437
–, Blau 322
–, Rot 286–292, 295–297, 300, 305, 308, 309, 310, 313, 314, 321, 322
–, Sitka 286–292, 295–297, 300, 302, 303, 304–306, 308, 313, 314, 319–325
–, Weiß 286, 287, 297, 300, 305, 313, 314, 321, 322
Fichtenblattwespe 230, 326, 327, 332–335
Fichtenborkenkäfer 230
Fichtengallenlaus 225
Fingerkraut 264
Flechten 164
Fliege 355
Floridinerde 201, 205
Folsäure 200
Fomes annosus 308–310, 315, 316
Forda spec. 3–5, 7–16, 21, 24–27, 33, 36–47, 50
Fordinae 1–3, 6–14, 16, 20, 22–25, 28, 31, 32, 36, 41–46, 52
Forficula spec. 74
Formica fusca Latr. 16, 21
– *pratensis* Far. 16
– *rufa* L. 16, 17, 21, 52, 326, 335
– – *minor* 328, 334, 335
– *sanguinea* Latr. 16
Formiciden 434
Fragaria spec. 5, 34
– *grandiflora* Ehrh. 355
– *vesca* L. 63
– *virginiana* Duchesne 264
Fraxinus 38
Frosch 368
Fuclasin ultra 145, 153, 154, 156

Fungizide 160, 161, 173, 176, 187, 192, 194
Futterrübe 28, 51

G

Gagea arvensis Schultes 58
Galaktose 199
Gallmilbe 120
Gallmücke 412, 435
Gallwespe 283
Gamma-HCH 325
Gartenrotschwanz 356
Gelbklee 264, 278
Gemüse 27, 200
Geoica spec. 2–11, 13–16, 21, 24–27, 31, 32, 36, 41–47, 50
Geoicini 39
Geotrupes silvaticus Panz. 300
Gerste 27, 32
Getreide 26, 56
Gladiolus spec. 5
Globulin 199
Gnaphosidae 74
Grabwespe 210
Gräser 25, 26, 50, 57, 59, 60, 70
Grammineae 3, 57
Grille 368
Großtrappe 268
Grünalgen 225
Gymnospermen 220, 221

H

Hackfrüchte 56
Halyzia 14
– *guttata* L. 118
– *14-punctata* L. 118, 139, 141
– *22-punctata* L. 118, 139
Hamamelidale 221
Hoplotomier 223
Harpalus 57, 74
Harnsäure 200
Harnstoff 200, 202
Haushuhn 268, 278
Hausrotschwanz 356
Hautflügler 210
HCH 81, 89–97, 145, 153, 162, 163, 173, 174, 276, 296–298
Hefe 200, 203–206
Heidekraut 60
Helianthus annous L. 63
Heliotropum spec. 6
Heliozoen 223, 224
Hemerobiidae 118, 135
Hemerobius humuli L. 118, 135, 141
Hemiptera 112, 118, 119, 128, 166–171
Heringia heringi Zett. 13
– *maculipennis* Meig. 13
– *virens* F. 13, 50
Heterognatha 210
Heteroptera 118, 119, 128, 129, 156, 158, 159, 163, 166, 167, 169–171
Heterotoma meriopterum Scop. 118, 132, 147
Heuschrecke 368, 388, 435
Hexapoda 116, 118, 119, 225
Hexa-Präparat 319
Hieratium pilosella L. 355
Himbeere 136
Hippodamia convergens Guer. 13
Hister fimetarius Herbst 267
– *quadrimaculatus* L. 267
– *sinuatus* Illig. 266, 267
– *uncinatus* Illig. 267
Histeridae 276
Holcus spec. 4
Holometabole 209, 210
Holunder 141
Homognatha 210
Homoptera 1, 49–51, 285, 417
Honigtau 22–25, 50
Hordeum spec. 4, 26
Hornschotenklee 264, 276
Horogenes molestae 48
Hund 368
Hyalopterus arundinis Fab. 285
– *pruni* (Geoffr.) 283
Hylastes ater Payk. 295
– *attenuatus* Erichs. 295
– *cunicularius* L. 295
– *opacus* Richs. 295
Hylesinus micans 324
Hylobius abietis 295
Hylurgops palliatus Gyll. 295
Hylurgus ligniperda Fabr. 295
Hymenoptera 14, 210, 282, 285, 299, 352, 355, 357, 434, 435, 437
Hyphantria cunea 88
Hypoderma bovis 78, 82–90, 95–99
– *crossii* 81
– *lineatum* 78–83, 87–90, 95, 98, 99

I

Idiogastra 210
Igel 74
Imme 210
Infusorien 224
Inkarnatklee 264, 278
Insektizide 27, 142, 154, 160–163, 173–176, 187, 192–194, 279, 296
– gegen Borkenkäfer 297
Iphidulus 119, 120
Ipiden 295, 296
Ipocoelius rotundiventris Ruschka 267
– *sexdentatus* Boern. 308
Ips typographus 230, 286, 293, 413
Iridaceae 5
Isaria farinosa Diks. 268
Isometrus maculatus 367
Isophya amplipennis Br. v. W. 387–411
– *camptoxipha* Fieb. 389
– *pavelii* Br. v. W. 387–411
– *pyrenea* Serv. 387

– *speciosa* Friv. 387, 389
– *taurica* Br. v. W. 387
– *tenuicerca* Rme. 387–405
Itonidae 412–414

J

Jod 200
Johannisbeerstrauch 282
Juncaceae 5

K

Kaffeebeerenkäfer 227
Kaliumlinolenat 199
Kaliumoleat 199
Kaliumstearat 199
Kaliumpalmitat 199
Kalotermitidae 341
Kaltenbachiella spec. 2, 6, 7, 9, 10, 11, 14–16, 22
Karbolineum 161, 163, 173, 181, 182, 192, 193
Karibu 87
Karotte 28
Kartoffel 29, 200
Kasein 199
Kiefer 308, 320, 321, 326, 329, 374
– korsische 336
– Seestrand 336
Kieferneule 227
Kiefernnadelscheidengallmücke 433, 436, 437
Kiefernspanner 227, 372, 432–437
Kiefernspinner 227
Kirsche 116, 136
Klee 56
Kleeluzernerüßler 233, 250, 252, 267, 270, 271, 272, 276–278
Kleiderlaus 91
Kleidermotte 197, 206, 207
Kobalamin 200
Kobalt 88, 200
Koeleria spec. 4
Koenenia 208
Kohl 29, 63, 64
Kohle 205
Kohlehydrat 199
Kohlenwasserstoff 173
Kohlweißling 386
Kontaktinsektizide 89, 99, 161, 162, 168
Korbweide 187
Kornkäfer 345
Krähe 68, 74, 268, 274, 278
Kriebelmücke 96
Kryolith 163
Kuckucksbiene 210
Kümmel 29
Kürbis 29
Kugelbauchmilbe 356
Kupfer 200
Kupfermittel 163, 186, 194

L

Labiaten 6, 57
Lachniden 7, 23, 39, 52, 415, 434
Lachnus roboris L. 415
Lactoflavus 200
Lactuca spec. 6
– *sativa* L. 63
Laelaptidae 119, 120, 170, 171
Lärchenwickler 232
Lamium spec. 60, 61, 62
– *amplexicaule* L. 63
– *purpureum* L. 57, 63
Lampsana spec. 6, 32
Laricobius erichsonii Rosenh. 104, 105
Lasius 46, 47
– *alienus* 12, 16, 30
– *flavus* 11, 12, 14, 16, 17, 19–22
– *fuliginosus* Latr. 18, 416, 417
Laspeyresia coniferana Ratz. 308
– *duplicana* Zett. 308
Laufkäfer 57, 73, 433–435
Leguminosen 5, 265
Leontodon 34
Lephanomyia stimulator 86
Lepidoptera 14, 53, 54, 210, 211, 225, 434, 435
Lepisma 209
Lestodiplosis 412, 413, 414
– *vorax* 414
Leucopis bursaria Rond. 14
– *nigricornis* Eggers 14, 51
– *palumbi* Rond. 14
– *puncticornis* Meig. 14
Levisticum officinale Koch 208
Liebstöcklrüßler 269, 274, 280, 281
Ligusticum spec. 5
Liliaceae 58
Lindan 184–194, 276
Lindan-DDT 65
Linde 116, 133, 137
Liocoris tripustulatus F. 118, 132, 141
Liophloeus tessulatus Mull. 280
Löwenzahn 30, 264
Lolium spec. 4, 25
Lotus corniculatus L. 264
Luzerne 233, 236, 245–255, 264, 265, 266, 272–280
Luzula spec. 5
Lygaeonematus abietum 355
Lymantria monacha L. 336, 338, 385, 386
Lysimachia spec. 6
Lysiphlebus gomezi (Quilis) 284
– *testaceipes* 282

M

Machilis 209
Macrosiphum 36, 51
Magnesiumoxyd 205
Magnolia 2
Magnoliaceen 221

Maikäfer 280, 323
Mais 26, 34
Malacocoris chlorizans Pz. 118, 132, 167, 170
Malus 219
Mangan 200
Mangold 28
Marienkäfer 434, 435
Maul- u. Klauenseuche 77
Maus 368
Medicago spec. 5, 273
– *Lupulina* L. 264
– *sativa* L. 264
Mediolata mali Ewing 117, 120–127, 141, 145, 147, 149, 150, 160, 162, 166, 168
– *novae-scotiae* Nesbitt 126
Meerschweinchen 368
Mehlmilbe 439
Melanimon tibiale Fbr. 57, 59
Melaphis rhois Fitch. 2
Melilotus alba Desr. 264
– *officinalis* L. 264
Mentha spec. 6
Mephitis mephitis Shaw. 268
Mermithiden 14
Metacarpicae 221
Metapterygoten 209
Metarrhizium anisopliae 226
Metasystox 179, 184–194
Metatetranychus ulmi Koch 115, 116, 120, 121, 125–171
Metazoen 223
Microbuthus-Arten 366
Microorganismen 202, 356
Milben 14, 300, 380
Milchsäure 439
Milchzucker 199
Milium spec. 5
Mineralöl 181, 182, 192, 193
Miridae 118, 130–132, 169, 170, 172
Möhre 29, 264, 265
Molops elatus Fbr. 74
Monocotyledonale 221
Monotrysia 211
Moose 164
Mordelliden 355
Mosaikvirus v. Dahlie 282
– v. Wasserrübe 282
Myelophilus piniperda L. 308
Myosotis intermedia Link. 57, 60, 63
Myriapoden 209
Myrmica-Arten 11, 17, 51
– *laevinodis* Nyl. 16
– *ruginodis* Nyl. 16
Myzodes persicae 37, 42, 50, 52

N

Nabidae 118, 119, 132
Nabis apterus Fab. 118, 132
Nardus spec. 425
Nashornkäfer 226
Nasturtium silvestre R. Br. 355
Natricaria inodera L. 355
Natriumnitrit 202
Natronlauge 200
Neanoecia spec. 3, 4, 7–10, 16, 20, 23, 24, 40–42
Nematoden 13, 51, 268
Neocnemodon vitripennis Mg. 13
Neoplectana chresima Steiner 268
Neotrama 40, 41
Neuroptera 14, 118, 119, 133, 135, 156, 158, 159, 166–169
Nikotin 163, 173
Nikotinsäure 200
Nitiduliden 355
Noctuiden 53, 54, 57, 59, 211
Nonne 232, 336, 337, 338, 373–386
Nurudea ibofushi Mats. 2
– *rosea* Mats. 2
– *shiraii* Mats. 2
– *yanoniella* Mats. 2

O

Obst 56, 67, 200
Obstbaum 159, 166
Ölfruchtschädlinge 113
Oenothera biennis L. 59, 60
Oenotheraceae 59, 60
Oestridae 97, 98
Ohrwürmer 74
Oligonychus ulmi C. L. Koch 171
Oligota flavicornis Boist. 139, 159, 162, 166, 167
– *oviformis* Casey. 140
– *pussilima* Grav. 140
Opatrum sabulosum L. 57, 59
Origanum spec. 6
Orius 128
– *minutus* L. 13, 118, 130, 141, 147, 148, 159, 160, 162, 166, 168, 169
– *niger* Wlff. 118, 130
Ornithogalum umbellatum L. 58
Orthopteroidea 388
Orthotylus marginalis Reut. 118, 131, 132, 166
– *nassatus* F. 118, 132
Oryssus 210
Otiorrhynchus ligustici L. 233, 276
– *sulcatus* F. 59
Otiorrhynchen 235
Otis tarda L. 268
Oxalis stricta L. 355

P

Palaeodictyopteren 209
Pandinus imperator 366
Panicum spec. 5, 26
Panorpa 435
Pantothensäure 200

Papaver spp. L. 57, 63
Papaveraceen 57
Pappel 30
Paracletus spec. 3, 4, 6–12, 16, 21–26, 30, 40–47, 51
Paranoecia spec. 5, 7, 9–11, 16, 23, 24, 40–47
Parasetigena segregata 374
Paratetranychus pilosus Can. 169, 171
Parathecabius spec. 6–11, 15, 16, 42, 45–47
Parathion 163, 173, 179, 180, 184–191, 276
Parlatoria blanchardi Targ. 171
Pediculoides ventricosus Newp. 356
Pemphigidae 39–42
Pemphiginus 4
Pemphigus spec. 4–16, 24, 27–50
Pentaphis 26
Pergandeida 7
Petroleum 163
Petroselinum sativum Hoffm. 355
Pferd 89, 97
Pferdemist 200–206
Pfirsich 116
Pfirsichblattlaus 50, 52
Pflanzenlaus 49
Phalaris spec. 5
Phaneropterinae 388, 399
Pharyngomyia picta 86
Phaseolus spec. 5
– *vulgaris* L. 364
Phenothiazin-Präparate 94, 96
Philipedon plagiatus 57
Phleum spec. 5
Phosphorsäureester 65, 90, 91, 276
Phosphorsäureverbindung 187, 191, 193, 194
Phytocoris dimidiatus Kb. 118, 132, 141
– *tiliae* F. 118, 132
Phytophage 210
Phytoseiidae 117, 119, 120, 122, 166, 168–170
Phytoseiinae 119–122, 127, 141, 171
Phytoseius 119
– *macropilis* Banks. 117, 120, 166
Picea engelmanni 318
– *sitchensis* Carr. 286, 300, 305, 308, 319, 320
Pieris brassicae L. 386
Pilopherus perplexus D. u. S. 118, 132
Pilze 68, 75
Pineus strobi 37
Pinus cembra 413
– *laricio Poir* 336, 337
– *pinaster* Sol. 337
– *silvestris* L. 336–338
Pipiza albipilosa Will. 14
– *californica* Davids 14
– *femoralis* Loew. 13
– *festiva* Mg. 13, 50
– *pisticoides* Will. 13
Pipizella maculipennis Mg. 13
Pissodes hercyniae L. 309
Pistacia spec. 2, 14, 30, 52
Pityogenes chalcographus L. 287
Pityophthorus 414
– *knoteki* Reitt. 413
– *lichtensteini* Ratz. 413
– *ramulorum* Perr. 413
Plasmopara 214
Platynaspis luteorubra Goeze 13, 14
Ploiariola culiciformis Deg. 13
Poa spec. 4, 25, 26, 35
Podicinae 119
Poecilus Bern. 74, 266
Polyeder 373, 376
Polygraphus poligraphus L. 287
Populus spec. 2, 13, 28, 30, 37
Porphyrine 200
Porricondylinae 413, 414
Potentilla spec. 5
– *recta* L. 264
– *reptans* L. 355
Praon abjectum Hal. 14, 282
– *volucre* 283, 285
Primel 29
Primelwurzellaus 29
Primulaceen 6
Priomurus crassicauda Ol. 366–368
Pristiphora abietina Christ. 289, 326, 335
Prociphilus spec. 20, 23, 38
Proctotrupidae 283
Protisten 221
Protozoen 223, 224
Protrama 40–42
Protura 209, 225
Prunus 221
Psallus ambiguus Fall. 118, 132
Psocopteren 434–437
Pterostichus 57, 74, 267
Pterygoten 209
Pullus impexus Muls. 104, 105
Pyrausta 34
Pyridin 205
Pyridoxin 200

Q

Quecke 264
Quercus robur 373

R

Ranalen 221
Ranunculaceen 5, 355
Ranunculus spec. 5
– *arvensis* L. 355
– *repens* L. 355
Raphignathidae 117, 166, 168
Raubinsekten 147, 149, 155, 162, 374
Raubmilben 117, 121, 122, 127, 141, 145–162, 170
Raubwanzen 435
Reblaus 38, 48, 212–214, 216–220, 225
Reduviolus ferus L. 13
Rentier 87, 99

Reticulitermes 339–341
– *flavipes* 344
– *lucifugus* 339–343
Rhabditis 36, 50
Rhaphidia 435
Rhiziphagus grandis Gyll. 295, 299
Rhodnius prolixus 342, 344
Rhopalosiphoninus tulipaellus 50
Rhopalosiphum spec. 36, 37
Rhus 2, 30
Rhynchitinen 232
Rhynchota 13, 209, 435–437
Ribes rubrum L. 282
Ribose 199
Riesenbastkäfer 286–290, 292, 295–300, 305, 308–314, 318–325
Rind 83, 87, 88, 90, 97, 99
Rindenlaus 415–417
Roggen 27
Rohrzucker 199
Rosaceen 5, 38, 355
Rosalen 221
Roßkäfer 433–435
Rotenon 77
Rotklee 233, 236, 245, 247–257, 264–277
Rubus 34, 221
Rübe 264, 275
Rübenkäfer 280
Rübenwurzellaus 28, 30
Rüsselkäfer 242, 265, 268, 280, 433
Rumex spec. 28, 264
– *obtusifolius* L. 264

S

Saatkrähe 268
Saatwicke 264
Sacchiphantes abietis L. 225
Salat 27, 30, 32, 63, 64
Salatwurzellaus 27, 31, 32, 46
Salix spec. 128, 132, 136, 166, 168
– *pulchra* var. floribunda 122
Saltatoria 388
Salzsäure 200
Saxicola torquata rubicola 268
Schadinsekten, Populationsanalyse 371, 386
Schaf 274
Schafgarbe 264
Schildlaus 122
Schimmelpilz 356
Schizodryobius longirostris Mordv. 415
Schizoneura lanigera H. 51
Schizophyten 222
Schizotetranychus schizopus Zacher 116, 125, 132, 159
Schlechtendalia spec. 2, 30
Schlupfwespe 74, 88, 158, 433, 435, 437
Schwarzkehlchen 268
Schwedenklee 264
Schwefel-Mittel 120, 161, 163, 173, 186, 192, 194
Schwefelwasserstoff 205
Schweröl 181, 182
Scolopentriden 368
Scolothrips 6-maculatus Perg. 158
Scorpio europaeus 369
– *maurus fuscus* H. et E. 366, 367, 369
– *rosselli* 370
Scorpionidae 366
Scorzonera 6, 29, 30
Scrophulariaceae 6, 57
Scymnus appalacheus 13
– *collaris* Melsh. 13
– *frontalis* Fabr. 136
– *melsheimeri* Weise 13
– *punctillum* Weise 118, 119, 135–141, 147, 158–168
– *suturalis* Thunbg. 136
Secale spec. 4
Sedum spec. 5
Seggen 60
Seiulus 119
Senecio vulgaris L. 355
Sesleria spec. 4
Setaria spec. 5, 26
Sieglingia spec. 4
Sinapis arvensis L. 355
Singdrossel 356
Skatol 200
Skorpion 366–370
Skunk 268
Smynthurodes spec. 3, 5–10, 13, 14, 16, 24, 28, 29, 31, 32, 41, 46, 47
Solanaceen 6
Solenopsis fugax 12, 16
Solidago spec. 6
Sonchus spec. 6, 32, 58, 63
Sorghum 26
Spargel 53, 56
Specht 297, 300, 307
Sperling 268, 356, 368
Speisebohnenkäfer 345–364
Spicaria farinosa Frohn. 268
Spinne 74, 368, 434–437
–, rote 115, 161, 166
Spinnmilbe 116, 119–121, 126, 130, 132, 133, 135, 139–141, 146, 148, 155, 158, 159, 161, 163–166, 170–172
Spitzmaus 74
Sporozoen 223, 224
Spurenelemente 200, 206
Stachelbeernervenbrandmosaik 282
Stachys 282
Staphylinidae 118, 139, 167, 266
Star 68, 74, 268, 278, 356
Steinklee 264
Stellaria media Vill. 56, 58, 60, 62, 63, 75, 76
Stephanoderes hampei 227
Stethorus 135, 139
– *punctillum* 171
– *vagans* Blackb. 159
Stomaphis quercus (L.) 415, 417
– *radicicola* H. R. L. 416
Süßwassertiere 229

Syrphiden 13, 14, 48, 50, 105, 119, 140, 434–437
Syrphus spec. 13

T

Tabak 29
Tabakblasenfuß 169
Tachine 232, 374, 434, 435
Tanacetum vulgare L. 355
Tanne 421, 425
Tannenlaus 100–104, 107, 109, 110, 112, 211, 418, 419, 423, 425, 427, 431
Tannentrieblaus 212
Tapinoma 19
Taraxacum spec. 6, 29, 30, 32, 34
– *officinale* Weber 264
Taube 368
Teeröl 161, 163, 173
Tenebrionidae 57, 59
Terebrantier 210
Termite 339, 340, 341, 343
Termiten-Bekämpfung 343, 344
Termitidae 341
TEPP 120, 162
Tetramorium spec. 11, 17, 19, 21, 23, 47, 51
– *caespitum* L. 12, 16, 25, 43
Tetraneura spec. 2–16, 22–27, 31, 32, 39, 40, 44–47
Tetraneurini 1–3, 6–10, 14, 16, 22, 25, 31, 40–47
Tetraneuchidae 115–122, 126–142, 158–167, 171
Tetranychus althaeae 171
– *binoculatus* Harvey 121, 159, 170
– *telarius* L. 139
– *urticae* Koch 116, 121, 125, 132, 139, 141, 165, 169, 170
– *viennensis* Zacher 116, 121, 125, 140
Tettigoniides 388
Thanasimus formicarius L. 295, 299
Thaumatomyia glabra Mg. 13, 14
– *notata* Mg. 13, 14
Thaumatoxena 209
Thecabius spec. 2, 5–11, 15, 16, 37, 41, 44–46
Thelaxidae 39, 40
Thelytokie 243, 277
Thiuram 186, 194
Thrips 158
Thymin 200
Thymus spec. 6
Thysanoptera 119, 141, 167, 169
Tierkohle 201, 205
Tilia spec. 122, 131, 132, 136, 140, 166, 168
Tineola bisselliella Hum. 197, 207
Tipuliden 435
Tomate 29
Tomicobia rotundiventris Ruschka 267
Torf 200
Torilis anthriscus Gm. 355
Tortricidae 308
Toxaphen 184–189, 193, 194, 276
Toxopterina 7, 34
Trama spec. 30, 34, 40–42
Traminen 22, 23, 36, 39–43, 49
Trichobilharzia szida ti 51
Trichogramma evanescens 357, 437
Trifidaphis spec. 28, 48, 50
Trifolium spec. 5, 273
– *arvense* L. 264
– *hybridum* L. 264
– *incarnatum* L. 264
– *repens* L. 264
Triphaena orbona Hübn. 59
– *pronuba* L. 57, 59
Triphleps minutus L. 13, 130
Trisetum spec. 4
Triticum spec. 4
Trombicula autumnalis Shaw. 59
Trombidiidae 59
Turdus philomelos C. L. Brehm 268
– *viscivorus* L. 268
Typhlocyba frogatti Baker 195
Typhlodromiden 120
Typhlodromus cucumeris Oud. 117, 120, 121, 166, 170
– *fallacis* 169
– *finlandicus* Oud. 117, 120, 166
– *rhenanus* Oud. 117, 120, 166
– *soleiger* Ribaga 117, 120, 166
– *tiliae* Oud. 117, 120, 121, 145, 147, 149, 150, 162, 166, 168
– *vitis* Oud. 117, 120, 166

U

Ulme 30, 212
Ulmenblasenlaus 31
Ulmus spec. 2, 31
– *americana* 212
Umbelliferae 5, 13, 355
Uracil 200
Uredineen 221
Urtica dioica 128
– *ureus* L. 57, 61
Urticaceae 57

V

Vejovidae 366
Veronica spec. 61, 62
– *hederifolia* 57, 63
– *triphyllos* L. 57, 63
Vicia spec. 5, 50
– *angustifolia* L. 264
Virus 223, 373
Vitaceae 5
Vitamine 199, 206
Vitis spec. 5
– *vinifera* L. 63

Vögel 368, 374
Vogelmiere 63, 64, 70, 74

W

Wachtel 268
Waldameise, rote 326, 328–335
Waldgärtner, gr. 308
Wanderheuschrecke 69
Wasserstoffsuperoxyd 202
Wechselkiefler 210
Wegwarte 264
Weide 116, 122, 159, 164
Wein 53, 58, 59, 63, 64, 67
Weißklee 264, 278
Weißtanne 105
Weißtannenlaus 230
Weizen 26
Wespe 355
Wildapfel 219
Wildrebe 213
Wisent 87
Wolffia arrhiza 221
Wurzelpilz 308, 315

X

Xanthin 200
Xylose 199

Z

Zea spec. 5, 50
Zehrwespe 173–176, 179–185, 190–194, 267
Zelkova 2
Zetzellia Zacheri Oudemans 122
Ziege 88
Zikade 51
Zineb 186, 194
Zink 200
Zink-Mittel 163
Zucker 199, 205, 206
Zuckerrohr 26, 27
Zuckerrübe 28, 30, 51, 65, 276
Zuckerrübenwurzellaus 31
Zwetsche 116, 122, 136
Zwiebel 30
Zwiebelstreifenkrankheit 282
Zygogamier 222
Zygosporier 222

FORSTWISSENSCHAFTLICHE FORSCHUNGEN

Als 11. Heft dieser Reihe erschien Ende 1958:

Die Konstruktionsgrundlagen der Axt

Untersuchungen an neuen und alten Arbeitsäxten

Von Forstmeister Dr. GOTTFRIED REISSINGER

1958 / 66 Seiten mit 67 Abbildungen / Kartoniert 12,50 DM
Für Abonnenten des Forstw. Cbl. 10,– DM

Auch nach Einführung der transportablen Motorsäge gehört die Axt zu den wichtigsten Arbeitsgeräten der Waldwirtschaft. Leistungsschwankungen, die bei der Arbeit mit verschiedenen Axtformen zu beobachten sind, legten den Gedanken nahe, die Konstruktionsgrundlagen der Axt näher zu erforschen, um Anhaltspunkte für die Entwicklung von Äxten mit noch besserem Wirkungsgrad zu gewinnen. Unter der Fragestellung „Wie müssen die Einzelteile beschaffen sein und wie muß ihre Gruppierung getroffen werden, damit die Axt nach Wirkung und Kräfteverbrauch optimal funktionsfähig ist?" führte Forstmeister REISSINGER Untersuchungen an neuen und alten Arbeitsäxten durch. Methoden und Ergebnisse der Versuche veröffentlicht er im vorliegenden Heft.

Als wesentliches Ergebnis der Untersuchungen an Schneide und Blatt konnte inzwischen bereits die *Iltis*-Axt entwickelt werden, eine relativ leichte Axt mit besonders dünnem Blatt, dessen hohe Elastizität einen Teil der bei schräg geführten Hieben auf die Schneide einwirkenden Biegungskräfte aufnimmt. Wertvolle Anregungen geben auch die Messungen der Prellintensität, denn sie zeigen, daß sich die Prellung bei geeigneter Konstruktion der Axt noch wesentlich vermindern ließe. Schließlich gibt ein historischer Überblick über die Entwicklung der Axt und des Axtstieles durch die zahlreichen Vergleiche mit neuzeitlichen Axtformen eine wertvolle Ergänzung und wiederholt eine Bestätigung der vorangegangenen technischen Untersuchungen.

Die mit vielen instruktiven Abbildungen versehene Schrift wendet sich nicht nur an die Werkzeugindustrie und die interessierten Kreise der Forstwissenschaft, z. B. an Institute für forstliche Arbeitswissenschaft, sondern vor allem an die Waldarbeiterschulen und die Praxis. Jeder Forstbeamte muß sich naturgemäß mit der Weiterentwicklung des immer wieder benötigten Arbeitsgeräts eingehend beschäftigen.

Bereits früher sind erschienen:

Heft 1. J. N. KÖSTLER: *Ansprache und Pflege von Dickungen* · 1952 / 80 Seiten mit 30 Abb., 10 Photos und 12 Tab. / Vergriffen / Neuauflage in Vorbereitung

Heft 2. P. MÖRMANN: *Die europäische Lärche in Baden* Herkunft, Entwicklung und Anbauaussichten · 1953 71 Seiten mit 19 Abb. / Kart. 8,50 DM / Für Bezieher des Forstw. Centralbl. 6,80 DM

Heft 3. J. ATTENBERGER: *Mischwald im Vorland der Alpen* · Beitrag zu Fragen des Bestockungsaufbaues und der Wuchsdynamik in Mischbeständen mit Buche, Tanne, Fichte im Bayerischen Wald · 1954 / 71 S. mit 32 Abb. / Kart. 16,- DM / Für Bez. des Forstw. Centralbl. 12,80 DM

Heft 4. MAYER-PLOCHMANN: *Natürliches Vorkommen und künstlicher Anbau der Lärche in zwei bemerkenswerten Waldgebieten Südbayerns* · Berchtesgadener Land und Frankenjura · 1954 / 68 Seiten mit 34 Abb. / Kart. 16,- DM / Für Bez. d. F. C. 12,80 DM

Heft 5. W. KROTH: *Die betriebswirtschaftliche Auswirkung des Erbganges auf private Forstbetriebe* 1955 / 98 Seiten mit 5 Abb. / Kart. 7,25 DM / Für Bez. des Forstw. Centralbl. 5,80 DM

Heft 6. R. PLOCHMANN: *Bestockungsaufbau und Baumartenwandel nordischer Urwälder* · Dargestellt an Beispielen aus Nordwestalberta (Kanada) · 1956 96 Seiten mit 45 Abb. / Kart. 12,50 DM / Für Bez. des Forstw. Centralbl. 10,- DM

Heft 7. H. G. SOMMER: *Waldbau durch Zaunschutz* Fragen der biologischen Wirkungen, der technischen Durchführung und der Wirtschaftlichkeit · 1956 / 64 Seiten mit 37 Abb. / Kart. 5,75 DM / Für Bez. des Forstw. Centralbl. 4,60 DM

Heft 8. A. CROCOLL: *Der Massenertrag von Pappelbeständen in der nordbadischen Rheinebene* · 1957 36 Seiten mit 3 Abb. und 12 Tab. / Kart. 5,- DM Für Bez. des Forstw. Centralbl. 4,- DM

Heft 9. K. KRISO: *Entstehung, Aufbau und Leistung von Eichen-Hainbuchen-Beständen in Süddeutschland* 1958 / 80 Seiten mit 4 Farbt., 25 Abb. und 8 Tab. Kart. 15,80 DM / Für Bez. des Forstw. Cbl. 12,60 DM

Heft 10. H. KELLER: *Beiträge zur Erfassung der durch schweflige Säure hervorgerufenen Rauchschäden an Nadelhölzern* · 1958 / 64 Seiten mit 49 Abb. und 4 Tab. / Kart. 12,– DM / Für Bez. des Forstw. Centralbl. 9,60 DM

VERLAG PAUL PAREY · HAMBURG UND BERLIN

Neue und zukunftsreiche Wege für die Forstwirtschaft
zeigt das soeben erschienene Werk:

Genetik und Züchtung der Waldbäume

Von

Dr. Ernst Rohmeder
Professor an der Universität München, Vorstand des Instituts für Forstsamenkunde und Pflanzenzüchtung der Bayerischen Forstlichen Forschungsanstalt in München

Dr. Hans Schönbach
Leiter d. Abtlg. Forstpflanzenzücht. d. Inst. f. Forstwissensch. in Tharandt d. Deutschen Akad. d. Landwirtschaftswissensch. zu Berlin, Prof. a. d. Fakult. f. Forstwissenschaft in Tharandt

1959 / 336 Seiten mit 163 Abbildungen / In Ganzleinen DM 38,–

Die allgemeine Vererbungslehre oder Genetik hat sich seit Beginn dieses Jahrhunderts zu einem viele andere Fachgebiete befruchtenden Wissenschaftszweig entwikkelt, dessen Bedeutung für die Forstwirtschaft jedoch erst verhältnismäßig spät erkannt wurde. Die Anfänge der Forschungsrichtung Forstgenetik und Forstpflanzenzüchtung liegen, von einzelnen Ausnahmen abgesehen, kaum mehr als drei Jahrzehnte zurück. Trotzdem haben die in den letzten Jahren auf diesen Gebieten erzielten Ergebnisse einen solchen Umfang angenommen und werden als so wertvoll angesehen, daß alle Länder mit geordneter Forstwirtschaft heute in mehr oder minder großem Umfang genetische Erkenntnisse im praktischen Betrieb verwerten.

Für die verhältnismäßig junge Disziplin der Forstgenetik fehlte bisher jedoch ein umfassendes Lehrbuch, das Wissenschaft und Praxis als maßgebliche und wertvolle Ausbildungs- und Arbeitsgrundlage dienen kann. Ein solches Buch ist jetzt erstmalig in deutscher Sprache erschienen: Zwei durch ihre genetischen und züchterischen Arbeiten bekannte Forscher, Prof. Dr. Ernst Rohmeder in München und Prof. Dr. Hans Schönbach in Tharandt, haben auf der Grundlage der allgemeinen Genetik und der in den letzten Jahrzehnten in forstgenetischen Forschungsstätten, besonders auch in ihren beiden eigenen Instituten erarbeiteten Forschungsergebnisse die Gebiete der Forstgenetik und Forstpflanzenzüchtung in einem zusammenfassenden Buch dargestellt. Alle Teilgebiete der Grundlagen der Forstpflanzenzüchtung, wie Vermehrungsbiologie, Vererbungsgesetze, zytologische Grundlagen, Baumrassenbildung, Populationsgenetik, werden ebenso wie die Züchtungsverfahren und Fragen der speziellen Baumartenzüchtung behandelt. Die Erkenntnisse der allgemeinen Genetik sind dabei mit den Forschungsergebnissen der jungen Forstpflanzenzüchtung zu einer Einheit verarbeitet worden.

Der gesamten Forstwirtschaft, sowohl der Wissenschaft als auch der Praxis, werden mit diesem Buch neue und zukunftsreiche Wege gewiesen.

VERLAG PAUL PAREY · HAMBURG UND BERLIN